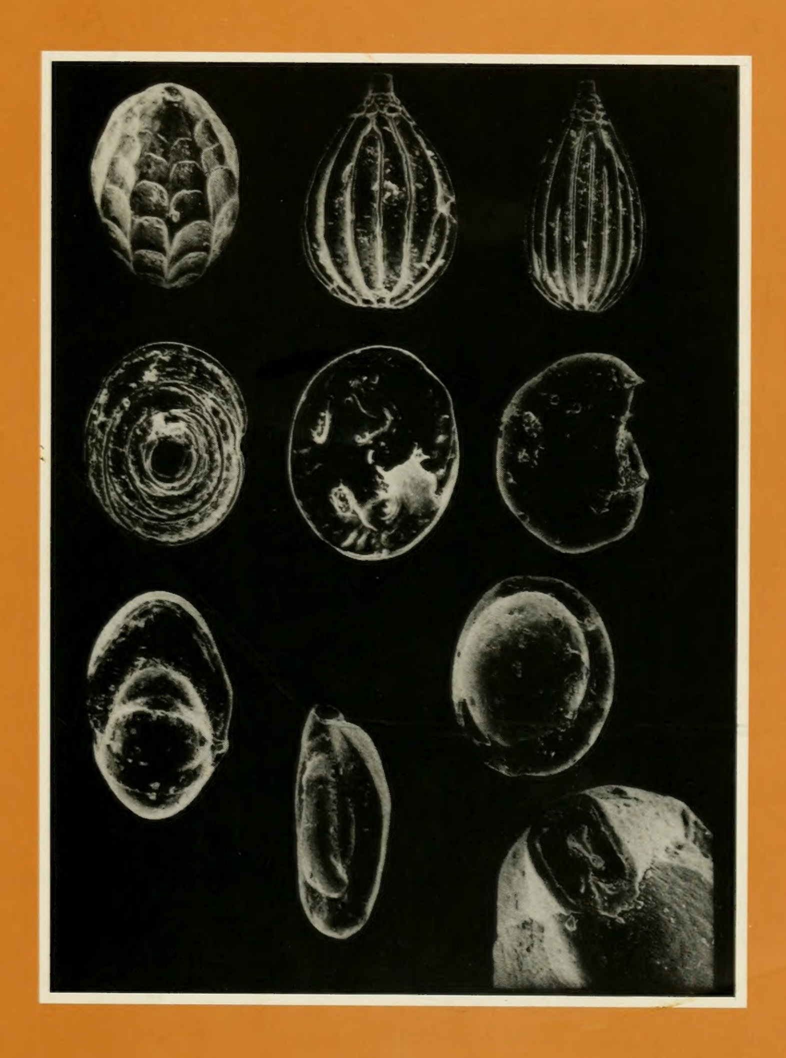
ISSN 0016-531X

GAYANA ZOOLOGIA

VOLUMEN 57 NUMERO 1 1993

UNIVERSIDAD DE CONCEPCION-CHILE



FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES
Y OCEANOGRAFICAS
UNIVERSIDAD DE CONCEPCION
CHILE

DIRECTOR DE LA REVISTA
Andrés O. Angulo

REEMPLAZANTE DEL DIRECTOR
Oscar Matthei J.

DIRECTOR IMPRESION
Jorge N. Artigas

REPRESENTANTE LEGAL
Augusto Parra Muñoz

PROPIETARIO
Universidad de Concepción

DOMICILIO LEGAL
Victor Lamas 1290, Concepción, Chile

EDITOR EJECUTIVO GAYANA ZOOLOGIA
Luis E. Parra

Indexado en Bulletin Signaletique (Abstract, CNRS, Francia); Pascal Folio (Abstract, CNRS, Francia); Periodica (Index Latinoamericano, México); Marine Sciences Contents Tables (MSCT, Index FAO); Biological Abstract (BIOSIS); Entomology Abstract (BIOSIS); Zoological Records (BIOSIS); Ulrik's International Periodical Directory.

Diseño y diagramación
Patricio Araneda G.

ISSN 0016-531X

GAYANA ZOOLOGIA

VOLUMEN 57 NUMERO 1 1993

CONTENTS



UNIVERSIDAD DE CONCEPCION-CHILE

ISSN 0016-531X

GAYANA ZOOLOGIA

VOLUMEN 57 NUMERO 1 1993

CONTENIDO

UNIVERSIDAD DE CONCEPCION-CHILE

"Los infinitos seres naturales no podrán perfectamente conocerse sino luego que los sabios del país hagan un especial estudio de ellos".

CLAUDIO GAY, Hist. de Chile, 1:14 (1848)

Portada:
Algunos foraminíferos de la Bahía Scholl, Región Magallánica, Chile (ver pág. 73)

ESTA REVISTA SE TERMINO DE IMPRIMIR
EN LOS TALLERES DE
IMPRESOS VALVERDE
P. AGUIRRE CERDA 50, CONCEPCION, CHILE,
EN EL MES DE JUNIO DE 1993
LA QUE SOLO ACTUA COMO IMPRESORA
PARA EDICIONES UNIVERSIDAD DE CONCEPCION

Gayana Zool. 57 (1): 7-19, 1993 ISSN 0016-531X

ACAROS ORIBATIDOS DEL ALTO BIO-BIO, CHILE: DIVERSIDAD Y ABUNDANCIA RELATIVA (ACARI: ORIBATIDA)

ORIBATID MITES FROM THE ALTO BIO-BIO, CHILE: DIVERSITY AND RELATIVE ABUNDANCE (ACARI: ORIBATIDA)

Rodrigo I. Martínez* y María E. Casanueva*

RESUMEN

Un total de 19 especies de oribátidos, con tres nuevos registros para el país, fueron identificadas en 46 muestras de suelo recolectadas en el sector del río Huillinco, lago Icalma (38° 47'S; 71° 16'W) en el área del Alto Bío-Bío, Chile. Para cada especie se entregan breves comentarios de la distribución geográfica conocida, de la distribución espacial en el sustrato (hojarasca o suelo), su abundancia relativa y las relaciones con la flora predominante del área. Se incluyen fotografías originales, a color, obtenidas al fotomicroscopio.

PALABRAS CLAVES: Acari, Oribatida, suelo, Alto Bío-Bío, Chile.

ABSTRACT

Examination of 46 soil samples collected from the Huillinco river, Icalma Lake (38° 47 'S; 71° 16' W) at the area of the Alto Bío-Bío zone, Chile, resulted in the recovery of 19 species of oribatids, three of which are new records for Chile. Brief comments on the spatial distribution in the substrate, relative abundance and the relationships with the associated flora are given.

KEYWORDS: Acari, Oribatida, soil, Alto Bío-Bío, Chile.

INTRODUCCION

Entre los estudios sistemáticos más relevantes de la fauna de oribátidos en Chile se destacan los de Gervais (1849), quien describe 5 especies a partir del material recolectado por Gay; Berlese y Leonardi (1903) describen 2 nuevas especies para Pitrufquén y una para San Vicente; Tragardh (1931) señala 17 nuevas especies para el Archipiélago Juan Fernández; Hammer (1962) presenta, sin lugar a dudas, el mejor aporte al conocimiento de los oribátidos chilenos al describir 63 nuevas especies en base a material recolectado en la Cordillera de los Andes. Sheals y MacFarlane (1966) describen una nueva especie desde la Cordillera de Darwin, al igual que Balogh y Mahunka (1967). Covarrubias (1967, 1968a, 1968b, 1969) describe 16 nuevas especies, además de señalar nuevos registros para el país de otras especies. El último aporte taxonómico es el de Mahunka (1982), quien describe una nueva especie para el Archipiélago Juan Fernández (*fide* Covarrubias, 1986). Además, de estos trabajos taxonómicos Covarrubias (1975, 1987) y Campos, Covarrubias y Urias (1975) realizan trabajos ecológicos sobre comunidades edáficas, contribuyendo al conocimiento de la fauna chilena de microartrópodos del suelo. En general, todos los trabajos mencionados anteriormente han estudiado la fauna de oribátidos presentes en la zona Norte, desde la localidad de Granizo (32° 59'S; 71° 10'W) al Norte o Sur, desde Petrohué (41° 22'S; 72° 19'W) al Sur del país, pero hasta la fecha no existen trabajos publicados donde se haya estudiado la fauna de oribátidos edáficos asociados a bosques nativos en la zona central de Chile. La zona del estero Huillinco, Alto del Bío-Bío, Chile, está caracterizada por una flora mixta donde destacan las especies *Nothofagus pumilio* ("lenga"), *Nothofagus dombeyi* ("coigüe"), *Nothofagus*

* Departamento de Zoología, Universidad de Concepción. Casilla 2407, Concepción, Chile.

obliqua obliqua ("roble"), *Araucaria araucana* ("pino araucaria"), *Chusquea* sp. ("quila") y *Drimys winteri* ("canelo").

En el presente estudio se entrega un catastro de las especies de ácaros oribátidos edáficos presentes en la zona del Alto Bío-Bío, se mencionan datos de la distribución geográfica conocida, se señala la abundancia relativa de cada especie registrada, las relaciones con el sustrato edáfico y la flora asociada presente en el área de estudio.

MATERIALES Y METODOS

El material estudiado fue recolectado, entre enero y marzo de 1990, desde la zona divisoria de aguas del Estero Huillinco - Lago Icalma que se caracteriza por la presencia de *Araucaria araucana*, *Chusquea* sp., *Drimys winteri* y *Nothofagus* spp. (Fig. 1). La zona de muestreo fue dividida en 2 áreas de acuerdo a la flora predominante: A) Quila y Canelo, y B) Quila, Canelo y Roble. Cada una de las muestras fue, a la vez, subdividida de acuerdo al estrato edáfico en: estrato superior (hojarasca) y estrato inferior (suelo, bajo 10 cm de la superficie).

En el laboratorio, los especímenes de oribátidos fueron extraídos con un embudo Berlese y fijados en alcohol; el aclarado y montaje se realizó con solución Nesbitt y Berlese respectivamente. En submuestras de 2,5 cm^3 se determinó, en forma preliminar, la abundancia relativa mediante el uso de una escala arbitraria (1 a 3 ejemplares: poco abundante; 4 a 6: abundante; más de 7: muy abundante). Las fotografías fueron obtenidas con un fotomicroscopio Zeiss, y la identificación de los ácaros se realizó de acuerdo a las claves de identificación de Balogh (1972), y las diagnosis y esquemas de Hammer (1958, 1961, 1962a, 1962b, 1966, 1967, 1968).

RESULTADOS

En las muestras analizadas, provenientes de la zona del Alto Bío-Bío, Chile, fue posible identificar 19 taxa de ácaros oribátidos. La abundancia relativa, su presencia o ausencia en las dos áreas en que se dividió la zona de recolección y su relación con el estrato edáfico (hojarasca o suelo) para cada una de las especies, se señala en la Tabla I.

El área A, con predominio de *Chusquea* sp. ("quila") y *Drimys winteri* ("canelo"), es la que presenta la mayor riqueza específica con 14 especies; 9 de las cuales se presentan exclusivamente en esta área: *Oribatella puertomonttensis*, *Ceratozetes nigrisetosus*, *Tramalaconothrus oxyrrinus*, *Physobates spinipes*, *Stomacarus* sp., *Eobrachychthonius oudemansi*, *Phyllhermannia tuberculata*, inmaduros de la familia Achypteridae y ejemplares inmaduros de la familia Ceratozetidae. En cambio, el área B, con presencia de quila, canelo y además roble (*Nothofagus obliqua obliqua*), presenta 10 especies, de las cuales 5 fueron recolectadas sólo en esta área: *Globoppia maior*, *Phthiracarus* sp., *Liochthonius nodifer*, *Pseudotocepheus tenuiseta* y *Lanceoppia hexapili*. Sólo las especies *Phthiracarus sicilicoma*, *Trichthonius pulcherrimus*, *Gozmayina* sp. y *Liochthonius* sp. fueron registradas en ambas áreas (A y B).

En el estrato hojarasca se identificaron siete especies: *Phthiracarus* sp., *Eobrachychthonius oudemansi*, *Globoppia maior*, *Lanceoppia hexapili*, *Ceratozetes nigrisetosus*, *Oribatella puertomonttensis* e inmaduros de Ceratozetidae. Particularmente para el estrato suelo, se identificaron las siguientes especies: *Trichthonius pulcherrimus*, *Liochthonius nodifer*, *Tramalaconothrus oxyrrinus*, *Pseudotocepheus tenuiseta* e inmaduros de Achypteridae. Las siete especies restantes estaban presentes en ambos estratos (suelo y hojarasca).

Las especies más abundantes en todas las muestras analizadas y en ambos estratos edáficos fueron *Globoppia intermedia*, *Phyllhermannia tuberculata*, *Liochthonius* sp. y *Stomacarus* sp.

Los taxa de ácaros oribátidos identificados, divididos artificialmente en ácaros inferiores y superiores (*fide* Balogh, 1972), en las muestras provenientes de la zona del Alto Biobío, fueron los siguientes:

I. Oribatidos inferiores:

Familia Archeonothridae Grandjean, 1932
***Stomacarus* sp.** (Fig. 2)

Constituye el primer registro del género para Chile. El género fue creado por Grandjean (1952) para la especie tipo *Stomacarus tristani*, la cual fue recolectada en Tristan da Cunha.

Familia Phthiracaridae Perty, 1841

***Phthiracarus* sp.** (Fig. 3)

Perty (1841) (*fide* Balogh, 1972) crea este género con la especie tipo *Hoplophora laevigata* Koch, 1841 y señala que es cosmopolita en distribución. Covarrubias (1986) menciona, para Chile, tres especies: *P. globifer*, *P. maculatus* y *P. sicilicoma.* Con el material obtenido desde la zona de estudio no ha sido posible determinar la especie, por lo que se mantiene como *Phthiracarus* sp. hasta obtener más ejemplares.

Phthiracarus sicilicoma Hammer, 1962 (Fig. 4)

Esta especie fue descrita por Hammer (1962) de 3 ejemplares recolectados en praderas de *Holcus lanatus*, *Hieracium* sp. y *Ranunculus* sp. en Puerto Montt, Chile.

Familia Brachychthoniidae Balogh, 1943

Eobrachychthonius oudemansi Hammer, 1958 (Fig. 5)

Descrita por Hammer (1958) como *Eobrachychthonius argentinensis* para Argentina. Posteriormente, Hammer (1962) señala que *E. argentinensis* es un sinónimo junior de *E. oudemansi* y cita esta especie para Tierra del Fuego, Chile y Argentina.

***Liochthonius* sp.** (Fig. 6)

Hammer (1959) describe el género *Liochthonius,* con la especie tipo *Brachthonius perpusillus* y señala que es un género cosmopolita en distribución. Covarrubias (1986) cita para Chile nueve especies pertenecientes a este género: *L. altimonticola*, *L. australis*, *L. fimbriatissimus*, *L. nodifer*, *L.*

Tabla I. Acaros oribátidos presentes en las áreas de estudio, estrato edáfico y abundancia relativa. (x = presente; - = ausente)

Taxa	Area A	Area B	Estrato	Abundancia
ORIBATIDOS INFERIORES				
Stomacarus sp.	X	-	Hojarasca y suelo	Abundante
Phthiracarus sicilicoma	X	X	Hojarasca y suelo	Poco abundante
Phthiracarus sp.	-	X	Hojarasca	Poco abundante
Trichthonius pulcherrimus	X	X	Suelo	Poco abundante
Gozmayina sp.	X	X	Hojarasca y suelo	Poco abundante
Eobrachychthonius oudemansi	X	-	Hojarasca	Poco abundante
Liochthonius sp.	X	X	Hojarasca y suelo	Abundante
Liochthonius nodifer	-	X	Suelo	Poco abundante
Tramalaconothrus oxyrrinus	X	-	Suelo	Poco abundante
ORIBATIDOS SUPERIORES				
Phyllhermannia tuberculata	X	-	Hojarasca y suelo	Abundante
Pseudotocepheus tenuiseta	-	X	Suelo	Poco abundante
Globoppia intermedia	X	X	Hojarasca y suelo	Muy abundante
Globoppia maior	-	X	Hojarasca	Poco abundante
Lanceoppia hexapilis	-	X	Hojarasca	Poco abundante
Ceratozetes nigrisetosus	X	-	Hojarasca	Poco abundante
Ceratozetidae inmaduro	X	-	Hojarasca	Poco abundante
Oribatella puertomonttensis	X	-	Hojarasca	Poco abundante
Physobates spinipes	X	-	Hojarasca y suelo	Poco abundante
Achypteridae inmaduro	X	-	Suelo	Poco abundante

pepitensis, *L. rigidisetosus*, *L. rigidisetosus* var. *curtus*, *L. saltaensis* y *L. unilateralis*. Los especímenes estudiados en este trabajo difieren de las especies anteriormente mencionadas en varios caracteres, principalmente en la forma de las setas dorsales, por lo cual constituye una nueva especie que será descrita próximamente. Norton (1991) (com. pers.) ratifica la validez de esta nueva especie.

Liochthonius nodifer Hammer, 1962 (Fig. 9)

Especie descrita para Puerto Montt por Hammer (1962) y recolectada bajo *Fuchsia* sp., *Digitalis* sp. y Gramíneas.

Familia Cosmochthoniidae Grandjean, 1947
Trichthonius pulcherrimus Hammer, 1958 (Fig. 7)

Especie descrita por Hammer (1958) como *Cosmochthonius pulcherrimus* para Argentina y Bolivia. Posteriormente, Hammer (1961) crea el género *Trichthonius*, con *Cosmochthonius pulcherrimus* como especie tipo. Hammer (1962) cita a *T. pulcherrimus* para Puerto Montt y Punta Arenas, Chile.

***Gozmayina* sp.** (Fig. 8)

Primer registro del género para Chile. El género *Gozmayina* posee dos especies descritas: *G. majestus* para Norteamérica y *G. golosovae* para Rusia. El material recolectado en este estudio difiere de las especies mencionadas anteriormente, por lo que constituye una nueva especie que será descrita en un próximo trabajo.

Familia Malaconothridae Berlese, 1916
Tramalaconothrus oxyrrimus Hammer, 1962 (Fig. 10)

Especie descrita en base a un ejemplar recolectado en vegetación densa en Puerto Montt, Chile, por Hammer (1962).

II. Oribatidos superiores:

Familia Hermanniidae Sellnick, 1928
Phyllharmannia tuberculata Covarrubias, 1967 (Fig. 11)

Esta especie fue descrita por Covarrubias (1967), en base a ejemplares recolectados en bosques pluviales de Valdivia.

Familia Otocepheidae Balogh, 1961
Pseudotocepheus tenuiseta Hammer, 1966 (Fig. 12)

Especie descrita por Hammer (1966) para bosques nativos de Fox Glacier, Nueva Zelanda. Constituye el primer registro de la especie para Chile.

Familia Oppiidae Grandjean, 1954
Globoppia intermedia Hammer, 1962 (Fig. 13)

Descrita por Hammer (1962) para Puerto Montt y Punta Arenas de ejemplares recolectados bajo helechos, *Taraxacun* sp., pastos y trébol.

Globoppia maior Hammer, 1962 (Fig. 19)

Hammer (1962) describe esta especie y cita su presencia en Puerto Montt y Punta Arenas.

Lanceoppia hexapili Hammer, 1962 (Fig. 14)

Especie descrita por Hammer (1962), en base a 3 ejemplares recolectados en pastos y bajo *Barberis* sp. en Tierra del Fuego, Chile.

Familia Ceratozetidae Jacot, 1925
Ejemplar inmaduro (Fig. 15)

Por ser un ejemplar inmaduro es imposible identificarlo, a menos que se mantenga crianzas con el fin de obtener los estados adultos (Norton, 1991, com. pers.).

Familia Oribatellidae Jacot, 1925
Oribatella puertomonttensis Hammer, 1962 (Fig. 16)

Especie descrita por Hammer (1962), a partir de 6 ejemplares recolectados alrededor de *Holcus lanatus*, *Carex* sp., *Hieracium* sp., *Ranunculus* sp., *Viola* sp. y bajo *Ilex* sp. en Puerto Montt.

Familia Tegoribatidae Grandjean, 1954
Physobates spinipes Hammer, 1962 (Fig. 17)

Hammer (1962) describe esta especie sobre la base de tres ejemplares recolectados en Petrohué.

Familia Achypteridae Thor, 1929
Ejemplar inmaduro (Fig. 18)

Constituye el primer registro de una especie de esta familia para Chile. La familia fue creada por Thor, 1929, y agrupa a 9 géneros de amplia distribución geográfica. Norton, 1991 (com. pers.), ratifica la inclusión de este individuo inmaduro en esta familia.

Familia Ceratozetidae Jacot, 1925
Ceratozetes nigrisetosus Hammer, 1958 (Fig. 20)

Especie descrita para Bolivia por Hammer (1958), a partir de 90 especímenes recolectados en Chacaltaya y la Cumbre. Constituye el primer registro de la especie para Chile.

DISCUSION Y CONCLUSION

Aunque el material estudiado en el presente trabajo proviene de recolectas relativamente pequeñas y limitadas sólo a una estación del año, sí permite confirmar lo que actualmente se conoce acerca de la fauna de ácaros oribátidos edáficos en Chile y, extender el conocimiento de los patrones de distribución de las especies previamente descritas por otros autores, como también señalar la presencia de nuevos registros y nuevas especies para el país.

Se identificaron 19 especies de ácaros oribátidos para el área de estudio; de éstas 11 constituyen especies previamente descritas por Hammer (1958, 1962) y Covarrubias (1967) para el país; 2 especies, *Ceratozetes nigrisetosus*, *Pseudotocepheus tenuiseta* y un ejemplar inmaduro de la familia Achypteridae, constituyen el primer registro para el país; los ejemplares pertenecientes a los géneros *Stomacarus*, *Gozmayina* y *Liochthonius* constituyen nuevas especies para el país, las cuales serán descritas en un trabajo siguiente. No fue posible determinar una especie del género *Phthiracarus* por disponer de pocos ejemplares. Finalmente el ejemplar inmaduro de la familia Ceratozetidae fue identificado por Norton, 1991 (com. pers.), quien señala que para identificar correctamente los especímenes inmaduros se deben criar y obtener los estados adultos correspondientes.

Se observan diferencias entre los estratos superior (hojarasca) e inferior (suelo) en relación a su riqueza específica. De las 19 especies identificadas, 7 fueron recolectadas sólo desde el estrato superior, 5 exclusivamente desde el estrato inferior y 7 especies fueron recolectadas desde ambos estratos edáficos (hojarasca y suelo). En el área donde predominaba *Chusquea* sp. y *Drimys winteri* se registraron 14 especies, de las cuales 9 sólo estaban presentes en dicha área y que representan a 6 y 3 especies de oribátidos superiores e inferiores respectivamente. En cambio en el área donde, además, existe *Nothofagus obliqua obliqua*, sólo se registraron 10 especies, cinco de ellas típicas de dicha área de muestreo y, con un leve predominio de especies (3) de oribátidos superiores. Las especies *Phthiracarus sicilicoma*, *Trichthonius pulcherrimus*, *Gozmayina* sp. (oribátidos inferiores) y *Globoppia intermedia* (oribátido superior) fueron registradas indistintamente en ambas áreas de recolecta.

Globoppia intermedia es la especie predominante en las áreas de estudio en la zona del Alto Bío-Bío, Chile. Por otra parte, *Stomacarus* sp., *Liochthonius* sp. y *Phyllhermannia tuberculata* se presentan con relativa abundancia, y el resto de las especies identificadas están pobremente representadas en las muestras analizadas.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue realizado bajo el patrocinio de la Dirección de Investigación de la Universidad de Concepción, como parte del Proyecto D.I. Nº20.38.21. Los autores agradecen al Dr. Juan C. Ortiz del Proyecto EULA (11.5) por poner a nuestra disposición las muestras estudiadas y al Dr. Roy Norton de New York State University, Syracuse, USA, por confirmar las identificaciones de las especies encontradas en este trabajo.

BIBLIOGRAFIA

Balogh, J. 1972. The Oribatid genera of the world. Akadémiai Kiadó, Budapest. 188 pp.

Balogh, J. and S. Mahunka. 1967. The Scientific Results of the Hungarian Soil Zoological Expedition to South America. 2. *Notophthiracarus chilensis* n. gen., s. sp. (Acari). Opusc. Zool. Budapest, 7(2): 43-45.

Berlese, A. y G. Leonardi. 1903. Descripción de nuevos acáridos descubiertos en Chile por el Dr. F. Silvestri. Rev. Chil. de Hist. Nat., 7: 108-110.

Campos, E., R. Covarrubias y C. Urias. 1975. Datos cuantitativos sobre la fauna edáfica aerobionte en el Bosque de Vilches (Provincia de Talca, Chile). Bol. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile 34: 49-58.

Covarrubias, R. 1967. New Oribatids (Acarina) from Chile. Opusc. Zool. Budapest, 7(2): 89-116

Covarrubias, R. 1968a. Some observations on Antarctic Oribatei (Acarina): *Liochthonius australis* sp. n., and two *Oppia* ssp. n. Acarologia 10(2): 313-356.

Covarrubias, R. 1968b. Observations sur le genre *Pheroliodes*. I.- *Pheroliodes roblensis* n. sp. (Acarina, Oribatei). Acarologia 10(4): 657-695.

Covarrubias, R. 1975. Notas sobre la fauna edáfica aerobionte en el bosque climax de la Isla Más a Tierra (Archipiélago Juan Fernández, Chile). Bol. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile 34: 29-38.

Covarrubias, R. 1986. Estado actual de nuestros conocimientos sobre los ácaros Oribátida de Chile. Acta Ent. Chilena 13, pp 167-175.

Covarrubias, R. 1987. Artrópodos asociados al matorral costero: Acari, Oribátida. Acta Ent. Chilena 14, pp. 49-58.

Gervais, P. 1849. "Oribateas". *In* Gay, Historia Física y Política de Chile 4: 46-49.

Hammer, M. 1958. Investigations on the Oribatid fauna of the Andes Mountains I.- The Argentine and Bolivia. Biol. Skr. Dan. Vid. Selsk. 10(1):129 pp., 34 plates.

Hammer, M. 1961. Investigations on the Oribatid fauna of the Andes Mountains II.- Peru. Biol. Skr. Dan. Vid. Selsk. 13(1): 157 pp., 43 plates.

Hammer, M. 1962a. Investigations on the Oribatid fauna of the Andes Mountains III.- Chile. Biol. Skr. Dan. Vid. Selsk. 13(2): 96 pp., 30 plates.

Hammer, M. 1962b. Investigations on the Oribatid fauna of the Andes Mountains IV.- Patagonia. Biol. Skr. Dan. Vid. Selsk. 13(3): 37 pp., 11 plates.

Hammer, M. 1966. Investigations on the Oribatid fauna of New Zealand Part I. Biol. Skr. Dan. Vid. Selsk. 15(2): 108 pp., 45 plates.

Hammer, M. 1967. Investigations on the Oribatid fauna of New Zealand Part II. Biol. Skr. Dan. Vid. Selsk. 15 (4): 64 pp., 40 plates.

Hammer, M. 1968. Investigations on the Oribatid fauna of New Zealand with a comparison between the Oribatid fauna of New Zealand and that of the Andes Mountains, South America, Part III. Biol. Skr. Dan. Vid. Selsk. 16(2): 96 pp., 33 plates.

Sheals, J. G. and D. MacFarlane. 1966. A new species of *Neophthiracarus* (Acari: Phthiracaridae) from Tierra del Fuego. Ann. Mag. Hist., Ser. 13, 9: 233-237.

Tragardh, I. 1931. Acarina from the Juan Fernandez Islands. Nat. Hist. Juan Fernandez and Easter Island, Uppsala. 3: 553-628.





FIG. 1. Vista parcial de la zona de muestreo; FIG. 2. *Stomacarus* sp. Vista parcial, 4x.



FIG. 3. *Phthiracarus* sp. Vista lateral, 4x; FIG. 4. *Phthiracarus sicilicoma* Hammer, 1962. Vista lateral, 4x; FIG. 5. *Eobrachychthonius oudemansi* Hammer, 1958. Vista lateral, 10x; FIG. 6. *Liochthonius* sp. Vista ventral, 10x.







FIG. 7. *Trichthonius pulcherrimus* Hammer, 1958. Vista dorsal, 10x; FIG. 8. *Gozmayina* sp. Vista lateral, 10x; FIG. 9. *Liochthonius nodifer* Hammer, 1962. Vista parcial del gnatosoma e idiosoma, 40x.

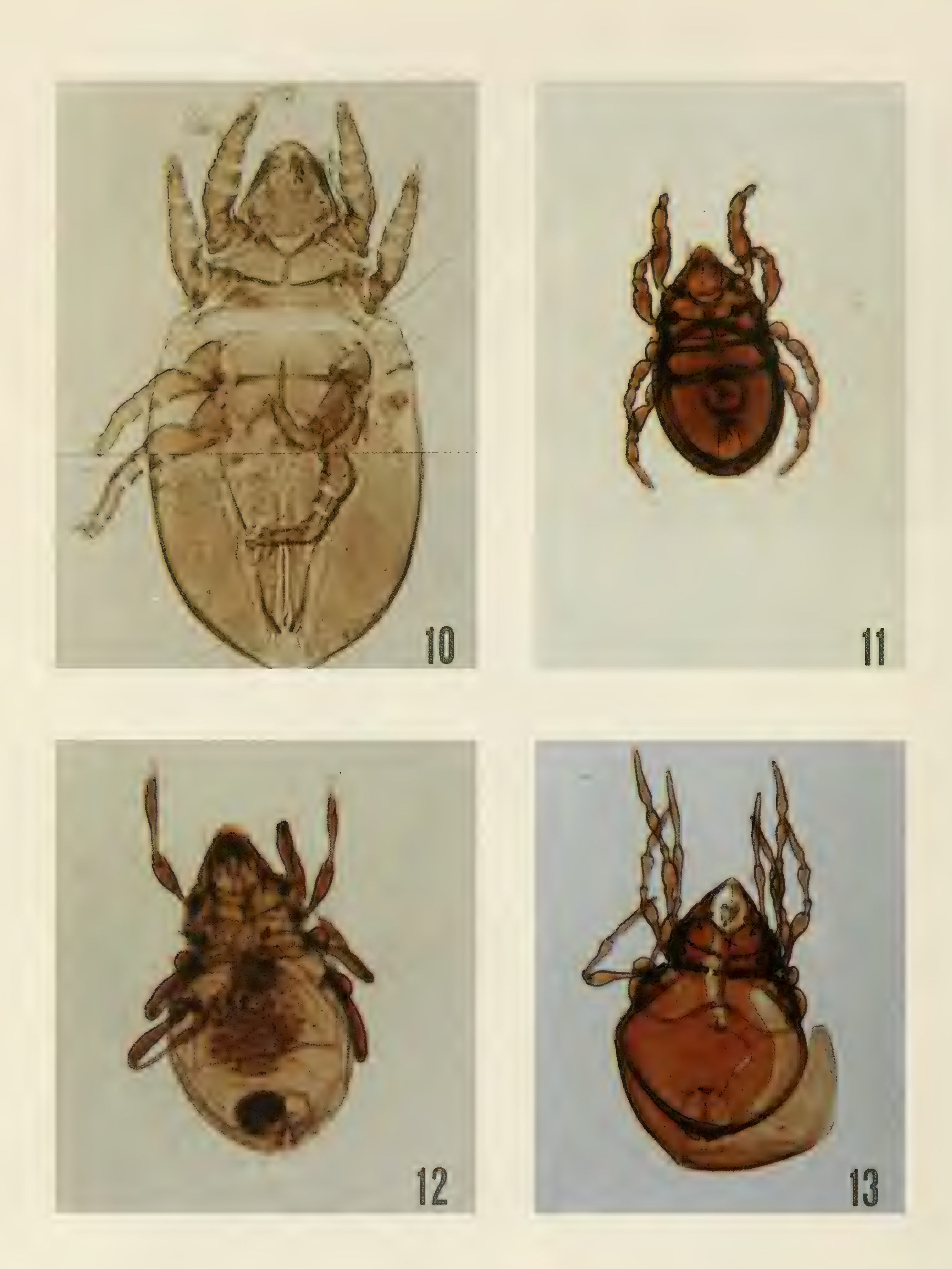


Fig. 10. *Tramalaconothrus oxyrrimus* Hammer, 1962, Vista ventral, 4x; Fig. 11. *Phyllermannia tuberculata* Covarrubias, 1967. Vista ventral, 4x; Fig. 12. *Pseudotocepheus tenuiseta* Hammer, 1966. Vista ventral, 4x; Fig. 13. *Globoppia intermedia* Hammer, 1962. Vista ventral, 4x.





Fig. 14. *Lanceoppia hexapili* Hammer, 1962. Vista lateral, 4x; Fig. 15. Inmaduro familia Ceratozetidae. Vista ventral, 4x.







FIG. 16. *Oribatella puertomonttensis* Hammer, 1962. Vista parcial, 4x; FIG. 17. *Physobates spinipes* Hammer, 1962. Vista ventral, 4x; FIG. 18. Inmaduro familia Achypteridae. Vista ventral, 4x.

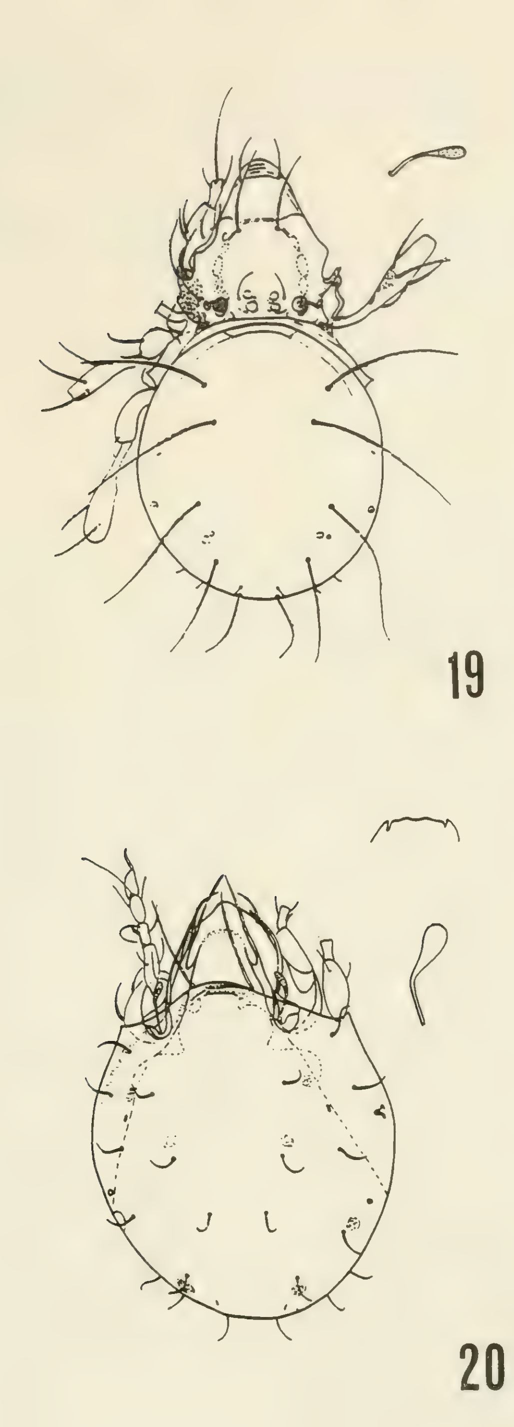


Fig. 19. *Globoppia maior* (ex: Hammer, 1962). Vista dorsal.; Fig. 20. *Ceratozetes nigrisetosus* (ex: Hammer, 1958). Vista dorsal.

Gayana Zool. 57 (1): 21-46, 1993 ISSN 0016-531X

PHYLOGENETIC STUDIES OF THE FREE-LIVING AND ARTHROPOD ASSOCIATED LAELAPIDAE (ACARI: MESOSTIGMATA)

ESTUDIO FILOGENETICO DE LAELAPIDAE DE VIDA LIBRE Y ASOCIADOS CON ARTRÓPODOS (ACARI: MESOSTIGMATA)

María E. Casanueva*

ABSTRACT

The genera of free-living and arthropod-associated Laelapidae were reviewed in an attempt to determine the internal relationships of the family. Using phylogenetic methods, with computations on the PAUP and MacClade programs, a comparative study of eighty-three characters in fifty generic taxa resulted in the construction of nine consensus cladograms illustrating familial and subfamilial relationships. The Leptolaelapidae was used as the sister group and Ologamasidae as the outgroup.

The Laelapidae was redefined to include eight subfamilies: Hypoaspidinae Vitzthum, 1940; Melittiphidinae Evans and Till, 1966; Haemogamasinae Oudemans, 1926; Alphalaelapinae Tipton, 1960; Laelapinae Berlese, 1892; Myonyssinae Bregetova, 1956; Hirstionyssinae Evans and Till, 1966 and Mesolaelapinae Tenorio and Radovsky, 1974. The new arrangement of the free-living and arthropod-associated genera is the following: Family Laelapidae, with two subfamilies: Hypoaspidinae, which includes the free-living, predatory and phoretic mites on Coleoptera and Blattaria, with Tribe Pseudoparasitini and Tribe Hypoaspidini, and Melittiphidinae which includes laelapid mites associates of Hymenoptera (Apidae and Formicidae) and Isoptera, with Tribe Laelaspidini, new tribe, Tribe Melittiphidini and Tribe Varroini.

The dermanyssoid mites associated with Chilopoda, Diplopoda, Araneae and crustacea are included in the famili Iphiopsididae, with two subfamilies: Scissuralaelapinae, new subfamily and Iphiopsidinae which is divided into Tribe Iphiopsidini and Tribe Gecarcinolaelapini, new tribe.

The genus *Urozercon* is included for the first time in the family Laelapidae; and the new genus *Gecarcinolaelaps* is established in Iphiopsididae. The prior ranking of *Euvarroa* and *Varroa* as the family Varroidae Delfinado and Baker, 1974 is refuted.

KEYWORDS: Acari, Mesostigmata, Laelapidae, Phylogeny.

RESUMEN

Se estudiaron los géneros de la familia Laelapidae de vida libre y asociados con artrópodos en un intento para determinar las relaciones internas de la familia. Utilizando métodos filogenéticos, con los programas PAUP y MacClade, se realizó un estudio comparativo de 83 caracteres en 50 géneros, obteniéndose nueve cladogramas de consenso que ilustran las relaciones a nivel de familia y subfamilias. Las familias Leptolaelapidae y Ologamasidae se utilizaron como el grupo hermano y grupo externo respectivamente.

Se redefine la familia Laelapidae, la cual incluye ocho subfamilias: Hypoaspidinae Vitzhum, 1940; Melittiphidinae Evans y Till, 1966; Haemogamasinae Oudemans, 1926; Alphalaelapinae Tipton, 1960; Laelapinae Berlese, 1892; Myonyssinae Bregetova, 1956; Hirstionyssinae Evans y Till, 1966 y, Mesolaelapinae Tenorio y Radovsky, 1974. La posición de los géneros de la familia Laelapidae, de vida libre y asociados con artrópodos es la siguiente: a, Subfamilia Hypoaspidinae que incluye los ácaros de vida libre, depredadores y foréticos en Coleoptera y Blattaria, con dos tribus: Pseudoparasitini y Hypoaspidini y, b, Subfamilia Melittiphidinae dividida en tres tribus: Laelaspidini, nueva tribu, Melittiphidini y Varroini, las cuales incluyen los laelápidos asociados a Hymenoptera (Apidae y Formicidae) e Isoptera.

Los ácaros dermanisoídeos asociados con Chilopoda, Diplopoda, Araneae y Crustacea son incluidos en la

* Laboratorio de Acarología, Departamento de Zoología, Universidad de Concepción. Casilla 2407-Apartado 10, Concepción, Chile.

Familia Iphiopsididae, con dos subfamilias: Scissuralaelapinae, nueva subfamilia y, Iphiopsidinae. Esta última es dividida en dos tribus: Iphiopsidini y Gecarcinolaelapini, nueva tribu.

Se incluye por primera vez el género *Urozercon* en la familia Laelapidae y, el género *Gecarcinolaelaps* en la familia Iphiopsididae.

PALABRAS CLAVES: Acari, Mesostigmata, Laelapidae, Filogenia.

INTRODUCTION

The dermanyssine family Laelapidae is complex, species-rich, very diverse, and very poorly understood. Hypotheses concerning the evolutionary history of this family and its relatives are minimally developed and the classification of the group is consequently inadequate. Early authors (e. g., Canestrini, Berlese) described many genera and species especially from Europe. Subsequent workers have continued with the description of new forms and, at the same time, have attempted to formulate comprehensive classifications. These efforts have failed. These mites have been placed in a single family (Vitzthum, 1943; Baker and Strandtmann, 1948) or in a number of different families (Baker and Wharton, 1952; Bregetova, 1956; Rosario, 1981). The difficulty in classification might be attributed to the wide range of anatomical forms as a result of diverse adaptation to parasitism and to the consequent concentration of studies on parasites on vertebrates while neglecting the numerous free-living and arthropod-associated species. The Laelapidae exhibits a fascinating range of habitats and associations, mostly not studied in detail.

Among the Laelapidae are many genera that developed ectoparasitic (nest-dwelling or host-dwelling) associations with mammals (35 genera), and also many free-living, soil-dwelling predatory forms (10 genera). Lesser derivative elements are soil inhabiting or nest-associated predators. The greatest anatomical and ecological diversity, however, is seen in the arthropod-associated species (43 genera). Here occur associates of Coleoptera (8 mite genera), Blattaria (2 genera), Isoptera (1 genus), Hymenoptera (21 genera), Araneae (1 genus), Myriapoda (7 genera) and terrestrial Crustacea (2 genera).

From the viewpoint of phylogenetic systematics, this family and included taxa and its relatives are not adequately characterized and understood. Can the Laelapidae be recognized as a monophyletic group (that is, can a unique evolutionary origin be hypothesized) within a monophyletic superfamily Dermanyssoidea? The present study emphasizes the predaceous soil and arthropod-associated genera to discover major patterns of morphological variation in the lesser derivative forms and thus provide a comparative and phylogenetic basis for study of the derivative groups. Finally, comparisons with the eviphidoid family Leptolaelapidae as the hypothesized sister group (nearest evolutionary relative) and with Ologamasidae as the outgroup of Laelapidae have been done. Thus this study provides an improved classification and better understanding of the evolutionary relationships within this diverse group of Mesostigmatid mites.

MATERIAL AND METHODS

This study was based on specimens in the Acarology Laboratory at The Ohio State University, and in other museums. The total number of genera in this family is **ca**. 100; of this, one half is available in the collection at the Acarology Laboratory. The other half was made available by the following persons and their institutions: Dr. Torbjorn Kronestedt, Swedish Museum of Natural History, Sweden; Dr. Evert E. Lindquist, Biosystematic Research Institute, Canadian National Collection, Ottawa; Dr. David C. Lee, South Australian Museum; Dr. Marisa Castagnoli, Istituto Sperimentale per la Zoologia Agraria, Florence, Italy; Dr. George C. Eickwort, Dept. of Entomology, Cornell University; Dr. John Kethley, Field Museum of Natural History; Dr. R. L. Smiley, Smithsonian Institution, USA and Dr. Mercedes Delfinado-Baker, Beneficial Insects Laboratory, USDA.

Efforts to borrow specimens from Russia and from the Rijksmuseum van natuurlijke Historie, Leiden, Netherlands, British Museum of Natural History, England and from the Potchefstroom University Collection in South Africa were unsuccessful. As a result, I was unable to examine the following type species of genera: *Angosomaspis multisetosus* Costa, 1971; *Dynastaspis walhallae*

Costa, 1971; *Holostaspis isotricha* Kolenati, 1858; *Hypoaspis* (*Hypohasta*) *simplexans* Womersley, 1956; *Iphiolaelaps myriapoda* Womersley, 1956; *Iphis astronomicus* Koch, 1839; *Laelaspisella epyginalis* Marais and Loots, 1969; *Lucanaspis brachypedes* Costa, 1977; *Myrmeciphis crawleianus* Hull, 1923; *Promacrolaelaps hunteri* Costa, 1971; *Reticulolaelaps faini* Costa, 1968; and *Zontia meliponensis* Turk, 1948. For all these, it was necessary to resort literature-based data.

In some taxa a complete account of morphological characters could not be made because the specimens available were poorly mounted and I had no permission to remount them, or broken and body parts were missing. Example of this are the following taxa: *Angosomaspis*, *Cyclothorax*, *Euandrolaelaps*, *Laelaspisella*, *Myrmeciphis*, *Myrmolaelaps*, *Myrmoleichus*, *Promacrolaelaps*, *Reticulolaelaps*, and *Zontia*.

A total of 50 genera of free-living and arthropod associated laelapids was examined; when necessary and permission was granted, some preparations were remounted.

Methods:

Specimens were studied with the aid of a Wild M-20 phasecontrast microscope, equipped with camera lucida, 15x wide field oculars and 10x, 20x, 40x bright field, 40x phase contrast, 100x bright field and phase contrast objectives. Measurements were made with a 1 mm scale (divisions of 0.01 mm) using the Wild M-20. Dissecting and mounting were accomplished with an Olympus stereoscopic microscope equipped with 10x oculars and 0.7x - 4x objectives.

The morphological terms used are largely those of Evans and Till (1965) for morphological structures, Lindquist and Evans (1965) for idiosomal chaetotaxy, Evans (1963, 1969) for leg chaetotaxy. Moraza and Johnston (in preparation) for tarsus I chaetotaxy and Athias-Henriot (1969) for adenotaxy.

Analytical methods:

One attempt to recover the phylogenetic relationships among the different taxa under study is the Phylogenetic Systematic approach (Felsenstein, 1982; Platnick, 1985). The major criterion and most reliable method for determination of polarities needed in phylogenetic analysis, is the Outgroup method (Watrous and Wheeler, 1981; Farris, 1982; Maddison *et al.*, 1984).

The material utilized for outgroup comparisons was extracted from the families Leptolaelapidae Karg, 1978 and Rhodacaridae Oudemans, 1902 (sensu Lee, 1970).

All the data obtained from the study were analyzed using the computational programs PAUP and MacClade. These programs are based in the parsimony principle.

RESULTS AND DISCUSSION

I. Historical Remarks

The morphological heterogeneity exhibited by the group has encouraged taxonomic and systematic studies by several scientists who have attempted to define it. Berlese (1892) recognized two families: Dermanyssidae Kolenati, 1859, which included the obligatory parasites, and Laelapidae Berlese, 1892, including the free-living forms, paraphages of arthropods and facultative ectoparasites, comprising the genera *Laelaps* Koch, *Hypoaspis* Canestrini, *Seius* Koch, *Iphis* Koch, *Stylochirus* Canestrini, *Neoberlesia* Berlese, *Podocinum* Berlese and *Iphiopsis* Berlese. In 1903 and 1904 Berlese described new species of free-living and ant associated mites. After Berlese's classification of laelapid mites, the subsequent classificatory works have dealt almost exclusively with the "parasitic" forms. Tragardh (1904, 1908) reduced the family Laelaptidae to subfamily rank and assigned it to the family Parasitidae.

Vitzthum (1943) established one of the current approaches to the classification of this family. Vitzthum recognized a single family, Laelaptidae, with thirteen subfamilies: Hypoaspidinae, Hyletastinae, Phytoseiinae, Podocininae, Iphiopsinae, Haemogamasinae, Laelapinae, Raillietiinae, Liponyssinae, Dermanyssinae, Halarachnidae, Entonyssinae and Rhinonyssinae. With some exceptions, the first five given here included free-living mites or associates of invertebrates and the remaining eight parasites of vertebrates. Baker and Strandtmann (1948), following Vitzthum classification, described *Myrmonyssus chapmani* and included it in the subfamily Hypoaspidinae. Zumpt and Patterson (1951) added a new subfamily, Myonyssoidinae, and tentatively included Dasyponyssinae Fonseca, 1940. However, Zumpt and Till (1958) excluded Myonyssoidinae from Laelapidae and placed it in Ascidae.

A second approach to the interpretation of the Laelapidae was given by Baker and Wharton (1952). They modified Vitzthum's classification and re-

ognized nine families: Laelapidae (Laelapinae, Hypoaspidinae and Hyletastinae), Dermanyssidae (Dermanyssinae and Liponyssinae), Phytoseiidae (Phytoseiinae and Podocininae), Iphiopsidae, Haemogamasidae, Raillietiidae, Rhinonyssidae, Entonyssidae and Halarachnidae. They mentioned that the Laelapinae have strong ventral setae, expanded pilus dentilis, a fleshy tectum and they are parasitic. On the other hand, Hypoaspidinae have weak ventral setae, seta-like pilus dentilis, reduced tectum and they are free-living. The nymphs and adults of Hypoaspidinae mites are all active feeding stages, in many cases they may become phoretically associated with other soil-inhabiting arthropods. Hypoaspids have not developed specialized adaptive structures for phoresy, as in other groups of mites, and they cling to their hosts by means of their chelicerae (Hunter and Mollin, 1964) or clasping the host's hair and curving mainly legs II around it (Rosario, 1981). Evans and Till (1966) considered the Hypoaspidinae mites one of the most primitive mesostigmatid mites because of the absence of specialized structures. The subfamily Hypoaspidinae has been suggested by Radovsky (1969) to have given rise to the parasitic Laelapinae mites from which more specialized parasitic groups (i. e. Dermanyssidae, Spinturnicidae and others) are said to have arisen.

Evans (1955) excluded the Phytoseiinae and Podocininae from Laelapidae. He placed Podocinum near the Macrochelidae and Hypoaspidinae in the Laelapinae, and the Raillietiinae in the Liponyssinae. Evans (1957), working with the British free-living and parasitic members of Laelapidae **sensu** Vitzthum, recognized the Eviphididae (=Hyletastinae) as a separate family, but included the Spinturnicinae Oudemans as a subfamily of Laelapidae. Several genera from Laelapinae, Hypoaspidinae and Podocininae were removed and distributed among the Aceosejidae and Neoparasitidae. Evans, Sheals and McFarlane (1961) used the name Macronyssinae rather than Liponyssinae. Laelapidae in this narrow sense then included nine subfamilies: Laelapinae, Haemogamasinae, Iphiopsinae, Macronyssinae, Entonyssinae, Dermanyssinae, Spinturnicinae, Halarachninae and Rhinonyssinae (Radovsky, 1967).

Bregetova's classification (1956) is similar to that of Baker and Wharton (1952). She gave slightly broader limits for the Laelapidae in which *Raillietia* and *Myonyssus* were included. Tipton (1960) reviewing the Laelapinae recognized in it only fifteen genera, all of them vertebrate-associated. He also established the subfamily Alphalaelaptinae with the genus *Alphalaelaps*. Bernhard (1963) mentioned nine subfamilies, but without Spinturnicinae and with Raillietiinae included as a separate subfamily.

In 1965 Karg recognized the superfamily Laelaptoidea Berlese, 1892 sensu Evans, 1957 with the single family Laelaptidae. He included subfamilies: Hypoaspidinae Vitzthum, 1941 with the genera *Ololaelaps* s. lat. and *Hypoaspis* s. lat., and the subgenera *Cypholaelaps*, *Gymnolaelaps*, *Cosmolaelaps* and *Hypoaspisella*; Laelaptinae Tragardh, 1908 with *Laelaps* and *Haemolaelaps*; Haemogamasidae Oudemans, 1926 with *Eulaelaps* and *Haemogamasus*. Karg (1978a) included the genera *Hypoaspis*, *Androlaelaps* and *Reticulolaelaps* within the family Dermanyssidae Kolenati. Later, in 1979, 1982 and 1987 studying the genus *Hypoaspis* (Dermanyssidae), Karg subdivided the genus into eight subgenera: *Hypohasta* Karg, 1979; *Hypoaspis* Canestrini, s. str., *Cosmolaelaps* Berlese, 1903, *Alloparasitus* Berlese, 1920, *Gaeolaelaps* Tragardh, 1952, *Holostaspis* Kolenati, 1958, *Laelaspis* Berlese, 1903 and *Pneumolaelaps* Berlese, 1920. Till (1963) synonymized *Haemolaelaps* Berlese, 1910 with *Androlaelaps* Berlese, 1903 which was placed by some recent authors in Laelapinae and Hypoaspidinae respectively.

Evans and Till (1966, 1979) adopted Dermanyssidae as the family name with priority over Laelapidae. They restricted their concept of the family and recognize the following subfamilies: Dermanyssinae, Haemogamasinae, Pseudolaelapinae, Myonyssinae, Melittiphinae, Laelapinae, Hirstionyssinae and Macronyssinae. They defined a basic dermanyssid type as follows: adult chelicerae chelate-dentate; movable digit bidentate in the female, unidentate in the male; pilus dentilis short, setiform; spermatodactyl free distally and grooved. Deutosternum with six transverse rows of denticles; corniculi horn-like; pedipalps with two-tined claws; anterior margin of tectum denticulate. Dorsal shield entire with 39 pairs of setae. Metasternal setae free. Genital shield flask-shaped with one pair of seta. Anal shield with 3 setae, euanal seta absent. Opisthogastric cuticle with 7 pairs of setae, metapodals small, subcircular. Peritrematal shields free posteriorly; peritreme extending beyond coxa I. Male with holoventral shield bearing 10 pairs of setae excluding anals; genital orifice presternal. All legs with developed

retractile ambulacra; legs'chaetotaxy normal (as defined by Evans and Till, 1965); without marked sexual dimorphism.

Radovsky (1967) delimited the Laelapidae including the Haemogamasinae. He restored Macronyssidae to family rank, and *Hirstionyssus*, *Echinonyssus*, *Patrinyssus*, *Trichosurolaelaps* and *Australolaelaps* are placed in the Laelapidae. He restricted Dermanyssidae to members of the Dermanyssinae and elevated Hystrichonyssidae to family rank. Radovsky (1969) chose the restricted family concept Laelapidae in preference to Dermanyssidae s. lat. based on the long established usage of the former name.

Krantz (1978) also retained the name Laelapidae following Radovsky's ideas but he applied the rules of priority in assigning Dermanyssoidea as the superfamily name. He recognized nine subfamilies in Laelapidae: Hypoaspidinae which includes many free-living species, many associated with arthropods, and a few regularly found in the nest or on the bodies of vertebrates; Haemogamasinae which are facultative parasites of rodents and some birds, they are polyphagous, feeding on dead arthropods, nematodes or vegetable matter; Laelapinae, facultative parasites of mammals and occasionally with birds; Alphalaelapinae, Myonyssinae and Hirtionyssinae are parasitic on mammals; Iphiopsinae and Melittiphinae are associated with arthropods; and Pseudolaelapinae is free-living. Tenorio and Radovsky (1974) also included the subfamily Mesolaelapinae which is found entirely on mammals. In the sense of Krantz (1978) the Laelapidae can be defined as: adults with chelicerae dentate or edentate, fixed digit present; with three pairs of hypostomal setae in nymphs and adults; peritremes variously produced, typically well developed and elongate, occasionally absent; legs without "metatarsi".

Lindquist (1979) gave the Laelapidae the same status as Dermanyssidae. He included under Dermanyssoidea Kolenati, 1859 the families Haemogamasidae, Macronyssidae, Rhinonyssidae, Halarachnidae, Spinturnicidae, Ixodorhynchidae, Entonyssidae, Raillietiidae, Dermanyssidae and Laelapidae.

Evans and Till (1979) recognized the family Laelapidae with five subfamilies: Laelapinae, free-living mites or with a range of associations with insects, birds and mammals as inhabitants of nests, scavengers and parasites on the body of the host (*Ololaelaps*, *Androlaelaps*, *Ondatralaelaps*, *Laelaps*, *Hyperlaelaps*, *Pseudoparasitus*, *Stratiolaelaps*, *Cosmolaelaps*, *Holostaspis*, *Gymnolaelaps*, *Pneumolaelaps*, *Laelaspis* and *Hypoapsis* s. lat.); Haemogamasinae, mites associated with house and field mice and moles (*Eulaelaps* and *Haemogamasus*); Myonyssinae, one genus associated with bee-hives (*Myonyssus*); Pseudolaelapinae, a free-living genus (*Pseudolaelaps*); and Hirstionyssinae, an obligatory haematophagous ectoparasite of mammals (*Hirstionyssus*).

Rosario (1981), following Baker and Wharton (1952), recognized the family Laelapidae with two subfamilies: Hypoaspidinae and Laelapinae. Among the free-living Hypoaspidinae she included: *Cosmolaelaps* Berlese, *Hypoaspis* Canestrini, *Scissuralaelaps* Womersley, *Stratiolaelaps* Berlese, *Gaeolaelaps* Berlese and *Pneumolaelaps* Berlese. For the generic classification, Rosario (1981) followed Tragardh (1952), Costa (1968, 1974) and Hunter (1966), among other authors, who treated these Baker and Wharton (1952) subgenera as valid genera.

Johnston (1982) included the superfamily Dermanyssoidea with seventeen families within the cohort Dermanyssina. He recognized Haemogamasidae and Hirstionyssidae as separate families and not to be included within Laelapidae as Krantz (1978) had done.

From the examples of classifications listed above, it can be clearly seen that there is not precise agreement between any two of these classifications. Furthermore, there are vacillations when it comes to determining the placement of certain taxa. Among these taxa, for example, are: *Urozercon* Berlese, *Myrmonyssus* Berlese, *Podolaelaps* Berlese, *Iphiopsis* Berlese, and *Neoberlesia* Berlese. The placement and definition of the genus *Varroa* Oudemans, 1904 has also been controversial. When first described, the genus was considered to have one species *V. jacobsoni*, a parasite of *Apis indica* Fabricius, and was placed into the subfamily Laelapinae. Gunther (1951), based on mites found in the sealed brood cells of honey bees from Singapore, described *Myrmozercon reidii*. Baker and Wharton (1952) listed V*arroa* in the subfamily Hypoaspidinae within Laelapidae. Delfinado and Baker (1974) studying mites on honey bees considered *M. reidi* as a synonym of *V. jacobsoni* and proposed the family Varroidae to accommodate two genera: *Varroa* (*V. jacobsoni* Oudemans) and *Euvarroa* (*E. sinhai* Delfinado and Baker); both genera are parasites of domestic and wild honey

bees. Unlike some of the Laelapidae, the females of Varroidae completely lack the fixed digit of the chelicerae and have a reduction in the number of gnathosomal setae. These characters are considered as "unique" for Varroidae by Delfinado and Baker, 1974. In 1987 Delfinado-Baker and Aggarwal described a new species of *Varroa*, *V. underwoodi*, which has also *Apis cerana* (= *A. indica*) as the original host.

II. Cladistic Analyses

The families Leptolaelapidae and Ologamasidae were used as the sister group and outgroup respectively. Genera like *Leptolaelaps* Berlese, *Ayersacarus* Hunter, *Evansolaelaps* Marais and Loots and *Cerambylaelaps* Costa were originally referred to the family Laelapidae (=Dermanyssidae) on account, for example, of the entire dorsal shield, reduced dorsal chaetotaxy, palp-claw 2-tined, 2 pairs of genital setae and male with an entire holoventral shield. However, the long posteriorly directed spermatodactyl is not a shared character with the males of Laelapidae. Karg, 1978b created the subfamily Leptolaelapinae within Macrochelidae to include *Leptolaelaps*. He established that *Leptolaelaps* Berlese, is an "intermediate form" confirming conception of Eviphidoidea Karg, 1965. The superfamily Eviphidoidea is considered the sister group of Dermanyssoidea. Both share the following characters: J4 close to J5, fixed-digit of chelicerae with differentiated dentition and posterior end of dorsum by Z5. Later, in 1983, Karg using phylogenetic methods concluded that Leptolaelapidae is a valid family within Eviphidoidea and the family includes the genera *Leptolaelaps* Berlese, *Ayersacarus* Hunter, *Cerambylaelaps* Costa, *Evansolaelaps* Marais and Loots and *Austrocheles* Karg. These genera are distributed over the southern parts of Africa and South America, over Australia, New Zealand, Malaysia and the subantarctic islands.

Karg, 1983 mentioned that Leptolaelapidae and Laelapidae share the following plesiomorphic characters: slight difference between males and females, dorsal shields with a reticulate pattern, without differences in the shape of dorsal setae, ventral shields not very enlarged and fused, genital shield with one pair of simple setae, anal shield with two paranal and one postanal setae, deutosternum with 7 to 8 rows of denticles and protonymph pygidial shield with 3 internal, 3 medial and 3 lateral setae.

Among the synapomorphies shared by Laelapidae and Leptolaelapidae are: reduction of the dorsal chaetotaxy, a denticulate tectum, female genital shield flask-shaped, with 1 or 2 pairs of genital setae, metasternal setae off the sternal shield and palp-claw 2-tined.

The used characters, their polarization and data matrix are shown on Tables I and II. Hypotheses about the phylogenetic relationships within the family Laelapidae are shown on Figs. 1 - 9. Numbers on cladograms indicate stems, and the apomorphic characters are listed for each stem.

On the basis of the evidence summarized on the cladograms it appears that the genera of free-living and arthropod-associated laelapid mites represent 8 main, well defined and probably monophyletic groups. These are referred to as groups I, II, III, IV, V, VI, VII and VIII (Fig. 1). Phylogeny within each group is discussed separately followed by a discussion of the relationships among them and with the laelapid associate of vertebrates. In the text character numbers are given in parentheses.

Group I (Fig. 2):

This group includes all the free-living, soil-dwelling, predatory genera: *Ololaelaps*, *Pseudoparasitus*, *Gaeolaelaps*, *Alloparasitus*, *Cosmolaelaps*, *Euandrolaelaps* and *Stratiolaelaps*.

The free-living forms show little diversity in morphology, and the genera of this group are plesiomorphic for nearly all of the characters that have been analyzed. For this reason it can not be defined satisfactorily on the basis of unique derived characters (groups autapomorphies); apomorphies are: one postero-lateral seta (pl2) on genu II absent (53), a state which is also derived independently in *Coleolaelaps* and *Dyscinetonyssus*, and seta antero-dorsal two (ad2) on tibia II absent (65), independently derived in *Hypoaspis* and *Coleolaelaps*.

The species of *Ololaelaps* are symplesiomorphic for most of the characters considered here and probably resemble the ancestral laelapid stock in many ways. A peritrematal shield fused to the exopodal shields (36) in the female is the only apomorphy for *Ololaelaps*, a character state which has also evolved independently in *Cosmolaelaps* and *Coleolaelaps*.

The group of genera formed by *Pseudoparasitus*, *Cosmolaelaps*, *Gaeolaelaps*, *Stratiolaelaps*, *Euandrolaelaps* and *Alloparasitus* apomorphically developed additional setae (px) between the J and Z series (31). *Pseudoparasitus* is an early derived taxon with opisthonotal seta S5 absent (32), which evolved independently at least three times within the laelapids. The *Cosmolaelaps -Alloparasitus* group of genera present a two-tined palp claw (15); character state which is the predominant one in most of the laelapids with the exception of *Ololaelaps*, *Pseudoparasitus* and *Gymnolaelaps* which retain the primitive condition of three-tined palp claw.

Cosmolaelaps presents characters 30 and 36 as apomorphies. *Stratiolaelaps* has evolved four apomorphies: long corniculi, longer than palp femur (13); podonotal seta z2 absent (20); opisthonotal seta S5 not on the shield (32) and one antero-ventral seta (av2) on genu I absent (49). *Euandrolaelaps* evolved a short peritreme (34), and in *Alloparasitus* the podonotal seta z2 is absent (20). *Gaeolaelaps* is not defined by any apomorphic or autapomorphic characters among the ones analyzed. This problem might be partly resolved by restricting *Gaeolaelaps* to the "aculeifer group".

Group II (Fig. 3):

This group includes *Androlaelaps casalis*, a predator, and the paraphages of Coleoptera (*Hypoaspis*, *Coleolaelaps* and *Dyscinetonyssus*) and Blattaria (*Blaberolaelaps* and *Gromphadorholaelaps*). This group of laelapid genera emerged from its sister group, the free-living laelapids, by one autapomorphic character: absence of podonotal seta r6 on the dorsal shield (23).

Androlaelaps casalis has three apomorphies: podonotal seta s6 not on the shield (22), unpaired accessory setae between J series present (30) and additional setae (px) between J and Z series present (31). It is the sister group of the *Hypoaspis* through *Gromphadorholaelaps* group of genera which are characterized by the loss of the podonotal seta z3(21).

Hypoaspis and *Coleolaelaps* share one character: the absence of one antero-dorsal seta (ad2) on tibia II (65). *Coleolaelaps* is differentiated from its sister genus by characters 28, 32 and 53; *Hypoaspis* cannot be defined with any of the characters used here.

From the *Hypoaspis-Coleolaelaps* group diverged a group of genera formed by *Dyscinetonyssus*, *Blaberolaelaps* and *Gromphadorholaelaps*, which share three apomorphies: reduced hypostomal process (11), less than two teeth on the movable digit of the female chelicera (18) and a short peritreme, reaching to coxa II-III (34). *Dyscinetonyssus* and *Blaberolaelaps* present two synapomorphies: loss of the opisthonotal setae J2 (24) and Z3 (29), and three apomorphic characters, 20, 22 and 32, which also evolved independently in some predatory laelapids (i.e., *Alloparasitus*, *Coleolaelaps* and *A. casalis*). *Gromphadorholaelaps* presents one to three denticles per row on the deutosternum (9), and one autapomorphy: fixed digit of male chelicerae with same length as the spermatodactyl (78)

Dyscinetonyssus differentiated from its sister genus by developing fourteen apomorphies: more than 6-7 rows of deutosternal denticles (8), a character state which also is derived independently in *Neohypoaspis* and some laelapid associates of mammals (*Haemogamasus*, *Myonyssus* and *Echinonyssus*); a reduced fixed digit on the female chelicera (17), a state also present in *Myrmolaelaps*, *Varroa*, *Androlaelaps fahrenholzi* and *Alphalaelaps*; podonotal seta z4 spine-like (19); loss of the opisthonotal seta Z2 (28); genital seta off the shield (43); loss of setae ad3 (47) and av2 (49) on genu I; setae ad3 (52) and pl2 (53) on genu II absent; seta pd3 on genu IV absent (56); loss of setae ad3 (60), pd3 (61), av2 (62) and pl2 (63) on tibia I. On the other hand, *Blaberolaelaps* is differentiated by losing the opisthonotal seta Z1 (27), and by one unique derived character: trochanter of female palp with one hyaline and flat seta (80).

Group III (Fig. 4):

This group includes seven genera associated with Hymenoptera (Formicidae and Apidae): *Gymnolaelaps*, *Holostaspis*, *Laelaspis*, *Myrmonyssus*, *Pneumolaelaps*, *Hunteria*, and *Laelaspoides*, which share one apomorphic character: loss of seta (ad2) on tibia II (65).

The *Pneumolaelaps-Holostaspis* group is defined by one synapomorphic character: sternal seta st4 placed on the endopodals (42). *Pneumolaelaps* is an early derived taxon with two autapomorphies: sternal seta st1 placed off sternal shield, on the metasternal area (37) and a wide peritreme (82). Its

TABLE I. List of Characters.

1-4. Tectum:
1. trifurcate 1000
2. denticulate 1100
3. smooth 1110
4. fimbriate 1101
example:
Pseudolaelaps 1000
Gaeolaelaps 1100
Laelaps 1110
Haemogamasus 1101

5. Subcapitular setae hyp 3:
present 0
absent 1

6-8. Number of rows of deutosternal denticles:
6. 6-7 rows 000
7. less than 6 rows 110
8. more than 7 rows 101
example:
Gaeolaelaps 000
Varroa 110
Haemogamasus 101

9. Number of deutosternal denticles:
multidenticulate 0
1-3 denticles 1

10. Tritosternum:
long, bifid 0
short, lacinia reduced 1

11. Hypostomal processes:
normal, fimbriate 0
reduced 1

12-14. Length of corniculi:
12. not longer than palp femur 000
13. longer than palp femur 110
14. one-half palp femur 101

15. Palpal claw:
with 3 tines 0
with 2 tines 1

16. Size of palp claw tines:
similar in length 0
basal tine reduced 1

17. Fixed digit female chelicera:
normally developed 0
reduced or absent 1

18. Number of teeth on movable digit female chelicera:
two teeth 0
one or none 1

19. Podonotal seta z4:
normal, setiform 0
spine-like or blunt-like 1

20. Podonotal seta z2:
present 0
absent 1

21. Podonotal seta z3:
present 0
absent 1

22. Podonotal seta s6:
present 0
absent 1

23. Podonotal seta r6:
present 0
absent 1

24. Opisthonotal seta J2:
present 0
absent 1

25. Opisthonotal seta J3:
present 0
absent 1

26. Opisthonotal seta J4:
present 0
absent 1

27. Opisthonotal seta Z1:
present 0
absent 1

28. Opisthonotal seta Z2:
present 0
absent 1

29. Opisthonotal seta Z3:
present 0
absent 1

30. Unpaired accessory setae between J series:
absent 0
present 1

31. Additional setae (px's):
always absent 0
present 1

32. Opisthonotal seta S5 on the shield:
present 0
absent 1

33-35. Length peritreme:
33. long (i.e., reaching coxa I) 000
34. short (i.e., reaching coxae III-II) 110
35. absent 111

36. Female peritrematal shield:
not fused to exopodal IV 0
fused to exopodal IV 1

37. Sternal seta st1
placed on sternal shield 0
placed off sternal shield 1

38-42. Sternal seta st4:
38. on sternal shield 00000
39. on metasternal shield 10000
40. on soft cuticle 11100
41. on endopodal 11101
42. absent 11110

43. Genital seta:
on the shield 0
off the shield 1

44. Female anal shield:
fused with ventral and genital shield 0
free 1

45. Shape female anal shield:
subtriangular, subcircular or suboval 0
other shape (kidney, crescent, bowl shaped) 1

46. Seta al2 GeI:
present 0
absent 1

47. Seta ad3 Ge I:
present 0
absent 1

48. Seta pd3 Ge I:
present 0
absent 1

49. Seta av2 Ge I:
present 0
absent 1

50. Seta pl2 Ge I:
present 0
absent 1

51. Seta al2 Ge II:
present 0
absent 1

52. Seta ad3 Ge II:
present 0
absent 1

53. Seta pl2 Ge II:
present 0
absent 1

54. Seta al2 Ge III:
present 0
absent 1

55. Seta al2 Ge IV:
    present 0
    absent 1

56. Seta pd3 Ge IV:
    present 0
    absent 1

57. Seta pv1 Ge IV:
    present 0
    absent 1

58. Seta pl2 Ge IV:
    present 0
    absent 1

59. Seta al2 Ti I:
    present 0
    absent 1

60. Seta ad3 Ti I:
    present 0
    absent 1

61. Seta pd3 Ti I:
    present 0
    absent 1

62. Seta av2 Ti I:
    present 0
    absent 1

63. Seta pl2 Ti I:
    present 0
    absent 1

64. Seta al2 Ti II:
    present 0
    absent 1

65. Seta ad2 Ti II:
    present 0
    absent 1

66. Seta pl2 Ti II:
    present 0
    absent 1

67. Seta al2 Ti III:
    present 0
    absent 1

68. Seta ad2 Ti III:
    present 0
    absent 1

69. Seta pl2 Ti III:
    present 0
    absent 1

70. Seta al2 Ti IV:
    present 0
    absent 1

71. Seta ad2 Ti IV:
    present 0
    absent 1

72. Seta pd3 Ti IV:
    present 0
    absent 1

73. Sternal shield:
    well sclerotized 0
    not sclerotized 1

74. Number of setae on anal shield:
    2 o three 0
    more than three 1

75. Length of legs I:
    subequal in length 0
    twice longer than other legs 1

76. Femur IV:
    without anterior spur 0
    with anterior spur 1

77. Fixed digit female chelicera:
    without anterior process 0
    with anterior process 1

78. Fixed digit male chelicera:
    shorter than the spermadactyl 0
    same length as the spermadactyl 1

79. Sternal setae on Protonymph:
    normal 0
    hypertrophied 1

80. Palpal-trochanter setae:
    all simple 0
    one hyaline and flat seta 1

81. Male dorsal shield:
    entire 0
    divided 1

82. Wide peritreme:
    absent 0
    present 1

83. Podonotal seta j1:
    simple 0
    spatulated 1

TABLE II. Data Matrix.

Character Number	12345	67890	12345	67890	12345	67890	12345	67890
	12345	67890	12345	67890	12345	67890	12	
Pseudoparasitus	11000	00000	00000	00000	00000	00000	11000	00111
	00010	00000	00100	01100	00001	00110	10	
Cosmolaelaps	11000	00000	00001	00000	00000	00001	10000	10111
	00010	00000	00100	01100	00001	00110	10	
Euandrolaelaps	11000	00000	00001	00000	00000	00000	10110	00111
	00010	00000	00100	01000	00001	00110	10	
Gaeolaelaps	11000	00000	00001	00000	00000	00000	10000	00111
	00010	00000	00100	01100	00001	00110	10	
Ololaelaps	11000	00000	00000	00000	00000	00000	00000	10000
	00000	00000	00100	01100	00001	00110	10	
Alloparasitus	11000	00000	00001	00001	00000	00000	10000	00111
	00010	00000	00100	01100	00001	00110	10	
Stratiolaelaps	11000	00000	01101	00001	00000	00000	11000	00111
	00010	00010	00100	01100	00001	00110	10	
Coleolaelaps	11000	00000	00001	00000	10100	00100	01000	10111
	00010	00000	00100	01100	00001	00100	10	
Dyscinetonyssus	11000	10100	10001	01111	01110	00110	01110	00111
	00110	01010	01100	11101	11101	10110	11	
Hypoaspis	11000	00000	00001	00000	10000	00000	00000	00111
	00010	00000	00000	01100	00001	00110	10	
Gymnolaelaps	11000	11000	00000	00001	00000	00001	11000	00111
	01010	00000	00000	00100	00001	00100	10	
Holostaspis	11100	00001	00001	00100	00000	00001	10000	00111
	01010	00000	00000	00100	00001	00110	10	
Laelaspis	11100	00000	00001	00001	00000	00001	00000	00111
	01000	00000	00010	01100	00001	00110	10	
Myrmolaelaps	11100	00001	10001	11100	01100	00001	10110	10000
	00010	00010	00000	00100	00001	00100	10	
Myrmonyssus	11101	00000	10001	10100	11100	10000	01110	00111
	10110	11101	11111	10111	11111	11111	11	
Neoberlesia	11101	00000	10001	00100	00100	00001	10000	00000
	00001	00000	00000	00100	00001	00110	10	
Bisternalis	11100	00000	00001	00000	01100	00001	11000	01111
	01011	10110	00000	00100	10000	00010	00	
Euvarroa	11101	11001	10001	11000	00000	00001	10110	00111
	00011	00100	01000	10100	00000	00000	00	
Hunteria	11100	11000	00001	00000	00000	00001	11110	00111
	00010	00000	01000	00000	00001	00100	10	
Laelaspoides	11101	00000	00001	00001	01100	00001	10000	00111
	01010	00000	00000	10100	00001	00110	10	
Melittiphis	11100	11010	10001	00000	00000	00001	10000	00000
	00011	00000	00100	01100	00101	10110	10	

Melittiphisoides	11100	11000	10001	00000	01100	00001	11110	01000
	00010	00100	00000	11100	10001	00110	10	
Neohypoaspis	11000	10100	10001	00000	01100	00001	10000	10000
	00011	00000	00000	00100	00001	00110	10	
Pneumolaelaps	11100	00000	00001	00000	00000	00000	00000	01111
	01010	00000	00000	00100	00001	00110	10	
Stevelus	11101	00001	00001	00111	00100	10000	01110	01111
	00010	01010	01000	01100	01000	00110	10	
Tropilaelaps	11101	00010	11011	10000	00000	00001	10000	00111
	00011	00000	01100	00000	00000	00110	00	
Varroa	11101	11011	10001	11100	00000	00001	10110	00000
	00010	00010	00000	01100	01000	00110	10	
Dinogamasus	11100	00000	10001	10000	00000	00001	10110	00111
	00111	00000	00000	00000	00000	00100	10	
Blaberolaelaps	11100	00010	10001	10100	10100	00000	00110	00111
	00010	00000	00000	00100	00000	00010	10	
Urozercon	11101	00000	11011	00100	00000	00001	10000	00111
	10011	01111	01000	10101	11101	10110	11	
Iphiopsis	11101	00000	11101	00000	01100	00010	01110	00111
	00011	11111	11111	11111	10111	11111	11	
Jacobsonia	11001	00000	11101	00000	11111	00010	01111	01111
	00010	11111	11111	11111	11111	11111	11	
Narceolaelaps	11001	00010	10001	00000	01100	01000	01110	00111
	00010	11111	01000	10011	11101	10010	11	
Julolaelaps	11001	00000	10001	00000	01100	00010	11110	00111
	00010	00000	00000	00100	00000	00100	10	
Scissuralaelaps	11100	00000	01101	00000	00000	00000	10000	00111
	00010	00110	00000	00000	11000	00110	10	
Iphiolaelaps	11101	11000	10001	00100	01100	00000	11111	00111
	00010	11111	11111	10111	11110	11111	01	
Scolopendracarus	11101	11011	10001	00000	00110	10100	01110	01111
	00010	11011	01110	11101	01000	00110	11	
Ljunghia	11000	11000	10001	00100	11101	00100	01000	00111
	00010	00000	00000	00100	01000	00110	10	
Cyclothorax	11000	11000	11011	00100	01101	10000	11000	01111
	00010	11111	00000	01111	11100	10110	10	
Gecarcinolaelaps	11100	11001	10001	00000	00000	00001	10000	00111
	10010	01100	01000	01001	10001	00101	10	
Haemogamasus	11010	10100	10001	00100	00000	00001	10110	10111
	00010	00000	00000	01000	00000	00110	01	
Androcasalis	11100	00000	00001	00100	01100	00001	10000	00111
	00010	00000	00000	01000	00000	00110	10	
Androfahrenholzi	11100	00000	00001	01000	00000	10011	10000	00111
	00010	00000	00000	01100	00000	00110	10	
Myonyssus	11100	10110	10001	00101	01000	00000	11110	00111
	00011	00000	00000	01100	00000	00110	10	

Alphalaelaps	11010	11000	00001	01001	01100	00000	01000	10111
	00010	00000	00001	11100	00010	01111	11	
Hirstionysus	11010	10100	00001	00100	11100	00110	01000	00111
	00010	00000	00000	01100	00000	00110	10	
Mesolaelaps	11000	00000	00001	00000	00100	00000	0100	000111
	00010	00000	00000	01100	00000	00110	10	
Laelaps	11100	00010	00001	00000	00100	00000	00000	00100
	00010	00000	00000	00100	00000	00010	10	
Pseudolaelaps	10000	00000	00001	00000	10010	10100	00000	10100
	00010	00010	00000	01100	01000	00010	10	
Gromphadorholaelaps	11100	00010	10001	10100	10100	00000	00110	00111
	00010	00000	00000	01000	00000	00110	00	
Outgroup	00000	00000	00000	00000	00000	00000	00000	00000
	00000	00000	00000	00000	00000	00000	00	

Note: Characters 73 to 83 are not included here due to the fact that each of them is an autopomorphy of a different genus.

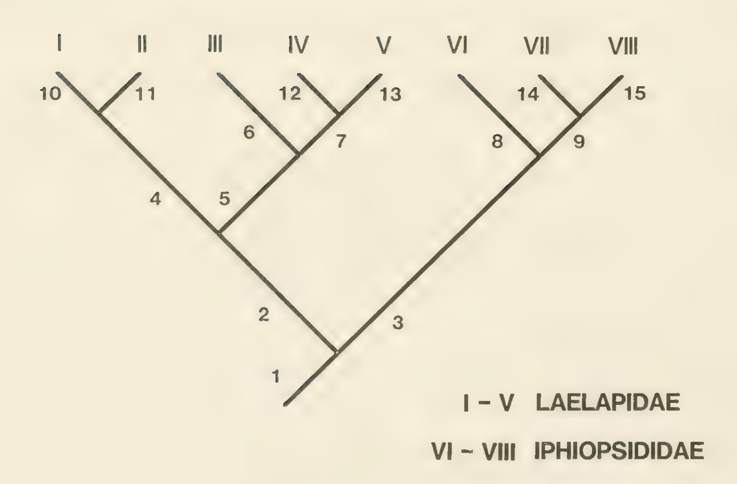


FIG. 1. Families Laelapidae and Iphiopsididae. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems.
STEM 1: 1, 2, 38, 39, 40, 44, 58, 68, 69, 71; STEM 2: 58; STEM 3: 62; STEM 4: 57; STEM 5: 3; STEM 6: 65; STEM 7: 30, 45; STEM 8: 3, 12, 13, 48, 49, 61; STEM 9: 11, 22, 23, 32, 58; STEM 10: 53, 65; STEM 11: 23; STEM 12: 22, 23; STEM 13: 5; STEM 14: 5, 34; STEM 15:7.

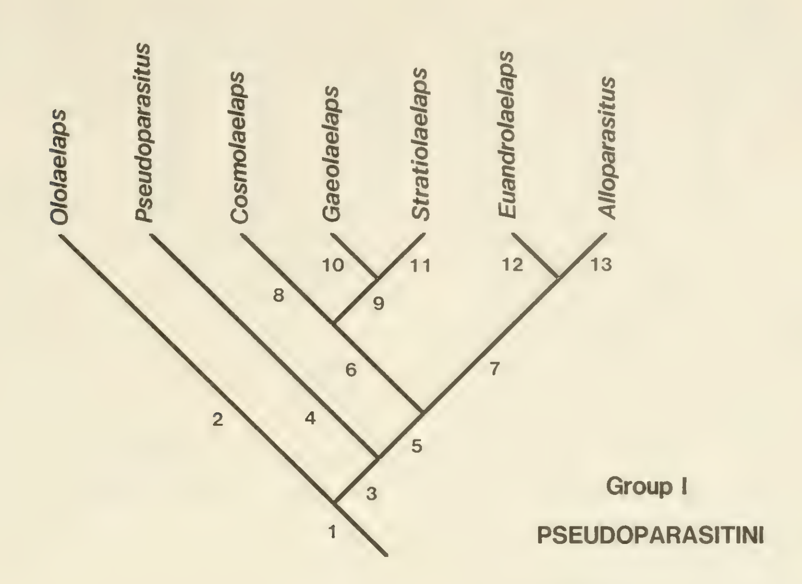


FIG. 2. Group I: Pseudoparasitini. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems. STEM 1: 53, 65; STEM 2: 36; STEM 3: 31; STEM 4: 32; STEM 5: 15; STEM 6: —; STEM 7: —; STEM 8: 30, 36; STEM 9: —; STEM 10: —; STEM 11: 12, 13, 20, 32, 49; STEM 12: 3, 4; STEM 13: 20.

sister group is characterized by having unpaired accessory setae between the J series (30). *Holostaspis* is differentiated by a short, reduced tritosternum (10), and reduced number of teeth (one or none) on the movable digit of the female chelicera (18).

Laelaspoides and *Laelaspis* are closely related genera which present one synapomorphic character podonotal seta z2 absent (20), state which also evolved independently in some free-living laelapids. *Laelaspis* differentiated from its sister group by two progressive apomorphies: loss of seta al2 on genu III (54) and pv1 on genu IV (57). On the other hand, *Laelaspoides* developed three apomorphic characters: loss of podonotal seta s6 (22) and r6 (23) on the dorsal shield, and loss of seta pd3 on genu IV (56), a parallelism with *Myrmonyssus*.

The sister group of *Pneumolaelaps-Holostaspis* is *Hunteria-Myrmonyssus*, which includes species that have three apomorphic characters: opisthonotal seta S5 not on the shield (32), a short peritreme (34) and seta antero-dorsal three (ad3) on genu II is absent (52). The early derived taxon is *Myrmonyssus* with 28 apomorphies: characters 5, 11, 16,18, 21, 26, 32, 34, 46-48, 50-56, 59-64, 66, 67, 70 and 72. *Hunteria* evolved less than 6-7 rows of deutosternal denticles (7), opisthonotal seta S5 not on the shield (32) and seta ad3 on genu II absent (52). *Gymnolaelaps* presents one apomorphic characters-podonotal seta z2 absent (20).

Hunteria and *Gymnolaelaps* present two synapomorphies: less than 6-7 rows of deutosternal denticles (7) and unpaired accessory setae between the J series present (30).

Group IV (Fig. 5):

The *Bisternalis - Melittiphisoides* group of genera which evolved two synapomorphies: podonotal setae s6 (22) and r6 (23) absent.

The distribution of character states summarized in Fig. 5 suggests an early division of this group into four principal lineages. The first lineage represents *Bisternalis*, taxon defined by three autapomorphic characters at this level: sternal seta st4 on the endopodal shield (42), seta al2 on genu I

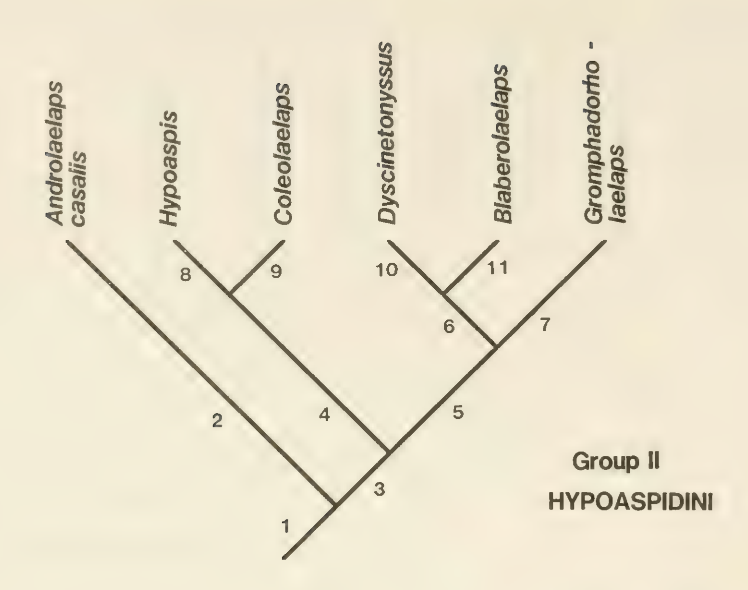


FIG. 3. Group II: Hypoaspidini. Numbers on the figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems.

STEM 1: 23; STEM 2: 22, 30, 31; STEM 3: 21; STEM 4: 65; STEM 5: 11, 18, 34; STEM 6: 20, 22, 23, 24, 29: STEM 7: 9; STEM 8: —; STEM 9: 28, 32, 53; STEM 10: 8, 17, 19, 28, 43, 47, 49, 52, 53, 56, 60, 61, 62, 63; STEM 11: 27.

absent (46), seta av2 on genu I absent (49) and seta pd3 on tibia I absent (61), and a convergent development of three apomorphies: opisthonotal seta S5 not on the shield (32), sternal seta st4 placed off the shield (37) and seta pd3 on genu I absent (48).

A second lineage represents an unnamed taxon defined by two synapomorphies: hypostomal process reduced (11) and the loss of seta ad2 on tibia II (65). The early derived taxa from this lineage are *Myrmolaelaps* and *Neoberlesia* which can be tentatively defined by one progressive synapomorphy: a reduced number of teeth (less than two) on movable digit of female chelicera (18). *Myrmolaelaps* further became differentiated with four apomorphies (10, 16, 34, 37) and one autapomorphic character: a reduced fixed digit of female chelicera (17),and legs I twice longer than other legs (75), while *Neoberlesia* achieved two apomorphies: seta hyp 3 of the gnathosoma absent (5), and femur IV with an anterior spur (76).

The third lineage represents *Neohypoaspis* which can be defined by two apomorphies: more than 6-7 rows of deutosternal denticles(8) and female peritrematal shield fused to exopodal IV shield(36) a state also derived independently in *Myrmolaelaps*. *Neohypoaspis* presents spatulated podonotal setae j1(83).

A fourth lineage represents two nominate genera, *Melittiphis* and *Melittiphisoides*, with two synapomorphies: less than 6-7 rows of deutosternal denticles (7) and seta pv1 on genu IV absent (57). *Melittiphis*, originally placed in the subfamily Melittiphinae by Evans and Till (1966) presents four autapomorphic characters: one denticle per deutosternal row (9), loss of setae pl2 on genu II (53), pl2 on tibia I (63) and pl2 on tibia II (66); and *Melittiphisoides* evolved seven apomorphies (32, 33, 34, 37, 48, 56 and 61).

Group V (Fig. 6):

The genera in this group lack the hypostomal setae three (hyp3) or one (hyp1) on the subcapitulum (5). The early derived taxa are the *Tropilaelaps -Urozercon* group, which are closely related genera, sharing three synapomorphies: a reduced hypostomal process (11), a state which also evolved independently once in the *Euvarroa-Dinogamasus* group; reduced corniculi (i.e., reaching to half palp-

femur length) (14) and loss of seta ad3 on genu II (52). *Urozercon* has five apomorphies: 18, 47, 48 and 62, and four autapomorphic characters: sternal seta four (st4) absent (42), loss of setae pd3 (61) and pl2 (63) on tibia I, and five setae on the anal shield (74).

Its sister group *Stevelus*, *Euvarroa*, *Varroa* and *Dinogamasus* is defined by a regressive synapomorphy: short peritreme (34). The first taxon to differentiate in this lineage is *Stevelus*, with characters 10, 18, 32, 49, 52 and 57 as apomorphies and five autapomorphies: seta z4 blunt-like (19), loss of podonotal seta z2 (20), loss of opisthonotal seta J4 (26), sternal seta one (st1) placed off the shield (37) and loss of seta ad3 on genu I (47).

The lineage which originated the remaining genera on group V present one synapomorphic character, which is an autapomorphy for the group: palp-claw with basal tine reduced (16); and apomorphic character (11), a parallelism with the *Tropilaelaps-Urozercon* group. *Dinogamasus* has evolved one apomorphy: sternal seta four (st4) placed on soft cuticle (43), a state which also has evolved independently in some of the free-living forms. From this lineage emerged the *Euvarroa-Varroa* group with two autapomorphies: tritosternum short and reduced (10) and fixed digit of female chelicera absent (17). *Varroa* and *Euvarroa* have been originally included in a separate family - Varroidae - by Delfinado and Baker (1974) - on the basis of the complete lack of the fixed digit, and the number and arrangement of the gnathosomal setae. However, these regressive apomorphies have evolved independently in several other genera in the family Laelapidae. These authors missed the fact that *Tropilaelaps* and *Stevelus* lack seta hyp3, *Dinogamasus* and *Urozercon* lack setae hyp1 on the gnathosoma, and that *Myrmolaelaps* also presents a very reduced (sometimes regarded as a total absence) fixed digit on the female chelicera.

Varroa is differentiated from its sister genus, *Euvarroa*, by regressive autapomorphies: loss of setae av2 on genu I (49), pv1 on genu IV (57) and av2 on tibia I (62). *Euvarroa* presents two autapomorphies: loss of setae pd3 on genu I (48) and ad3 on genu II (52).

Group VI (Fig. 7):

This lineage represents one genus, *Scissuralaelaps*, which is differentiated by two apomorphies: smooth tectum (3); corniculi longer than palp femur (12-13), a parallelism with *Stratiolaelaps*; and two regressive characters: loss of setae pd3 (48) and av2 (49) on genu I. This is the sister group of the remaining genera associated with Diplopoda and Chilopoda.

Group VII (Fig. 8):

This lineage represents a group of genera formed by *Julolaelaps*, *Iphiolaelaps*, *Iphiopsis*, *Jacobsonia*, *Narceolaelaps* and *Scolopendracarus*. It is defined by one regressive synapomorphy: hypostomal seta three (hyp3) absent (5).

Julolaelaps is the first taxon to differentiate with only one apomorphy: loss of the opisthonotal seta Z3 (29). Its sister lineage in turn is defined by characters 49, 50 60 and 61 as apomorphies, and by five synapomorphies, which are autapomorphic within the group: loss of setae al2 (46) and ad3 (47) on genu I, loss of setae ad3 on genu II (52), pd3 on genu IV (56) and pd3 on tibia IV (72). *Scolopendracarus* has separated from its sister group of genera by nine apomorphic characters (9, 10, 24, 25, 26, 28, 53, 54 and 57), and by one autapomorphic character: sternal shield not sclerotized (73).

The group *Iphiolaelaps-Narceolaelaps* has evolved one autapomorphy: loss of seta al2 on tibia I(59) and three regressive apomorphies: loss of setae pd3 on genu I (48), pl2 on tibia I (63) and pl2 on tibia I (66).

Narceolaelaps is the first taxon to emerge from this lineage by evolving one autapomorphic character: loss of the opisthonotal seta Z1(27) and two apomorphies: one to three denticles per deutosternal row (9), a state which also evolved independently in *Scolopendracarus*, and loss of seta ad2 on tibia II (65), a parallelism with the *Iphiopsis - Jacobsonia* group. Males of *Narceolaelaps* present a divided dorsal shield (81).

The *Iphiolaelaps-Jacobsonia* group has evolved seven synapomorphic characters (51, 53, 54, 55, 64, 67 and 70); from which four are apomorphies within the group: loss of setae al2 on genu II (51), al2 on genu IV (55), al2 on tibia II (64) and al2 on tibia III (67). *Iphiolaelaps* is an early derived taxon with two apomorphic characters: one tooth on the movable digit of the female chelicera (18), a state which also has evolved independently in *Ljunghia* and *Cyclothorax*, and lack of a peritreme (35), which is a parallelism with *Jacobsonia*.

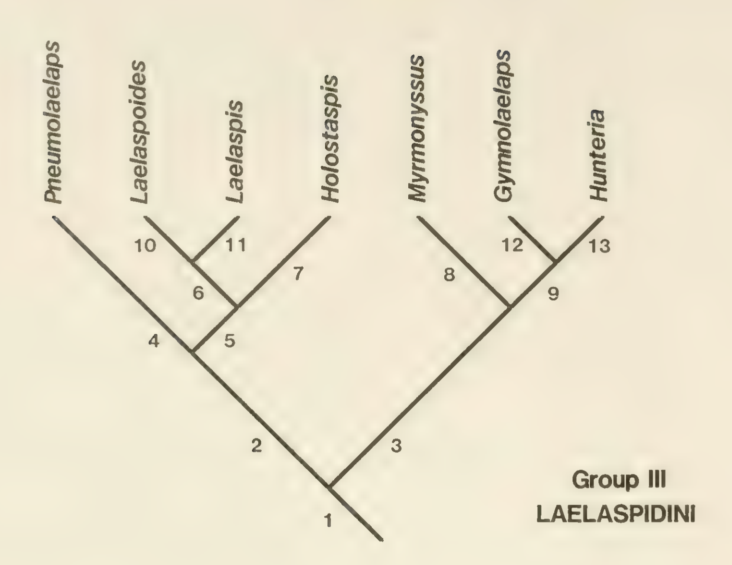


Fig. 4. Group III: Laelaspidini new tribe. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems.

STEM 1: 65; STEM 2: 42; STEM 3: 32; STEM 4: 37; STEM 5: 30; STEM 6: 20; STEM 7: 10, 18; STEM 8: 5, 11, 16, 18, 21, 22, 23, 26, 34, 43, 46, 47, 48, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 59, 60, 61, 62,63, 64, 66, 67, 70, 72; STEM 9: 6, 7, 30; STEM 10: 5, 22, 23, 56; STEM 11: 54, 57; STEM 12: 20; STEM 13: 33, 34, 52.

Jacobsonia and *Iphiopsis* present five synapomorphies: corniculi longer than palp-femur (13), opisthonotal seta Z3 absent (29), loss of seta pv1 on genu IV (57) and ad2 on tibia II (65). *Jacobsonia* is differentiated by three apomorphic characters: loss of podonotal seta z3 (21) and opisthonotal seta J2 (24), lack of a peritreme (35), sternal seta one (st1) placed off the shield (37), and one autapomorphic character: fixed digit of females chelicerae with a process directed anteriorly (77).

Group VIII (Fig. 9):

Lineage that represents taxon which includes the genera *Ljunghia*, *Gecarcinolaelaps* and *Cyclothorax*. It is defined by only one apomorphy: less than 6-7 rows of deutosternal denticles (6-7). It seems that *Ljunghia* is not a well defined taxon (Domrow, 1975) because all the species included are very different from each other. *Ljunghia*, in the present sense, could be defined by characters 18, 21, 25 and 28, which represent parallelisms with other genera of Laelapidae.

Its sister group, *Gecarcinolaelaps -Cyclothorax*, evolved four progressive apomorphies: loss of seta pd3 on genu I (48), pv1 on genu IV (57), ad3 on tibia I (60) and seta pd3 on tibia I (61). *Cyclothorax* is differentiated by ten apomorphies (12, 14, 18, 25, 26, 37, 49, 50, 63, 66), and *Gecarcinolaelaps* by a short and reduced tritosternum (10), unpaired accessory setae between the J series present (30), sternal seta st4 absent (41), loss of setae ad3 on genu II (52) and al2 on tibia IV (70); and by one autapomorphy: sternal setae of the protonymph hypertrophied (79).

Relationships among groups I-VIII (Fig. 1):

While each of the groups (I - VIII) are reasonably well defined on the basis of synapomorphies and probably monophyletic, the family Laelapidae appears to be weakly characterized.

The Cladogram on Fig. 1 is supported by seven synapomorphies, shared by almost all the members included in this group of genera, and considered results of regressive evolution: a) loss of

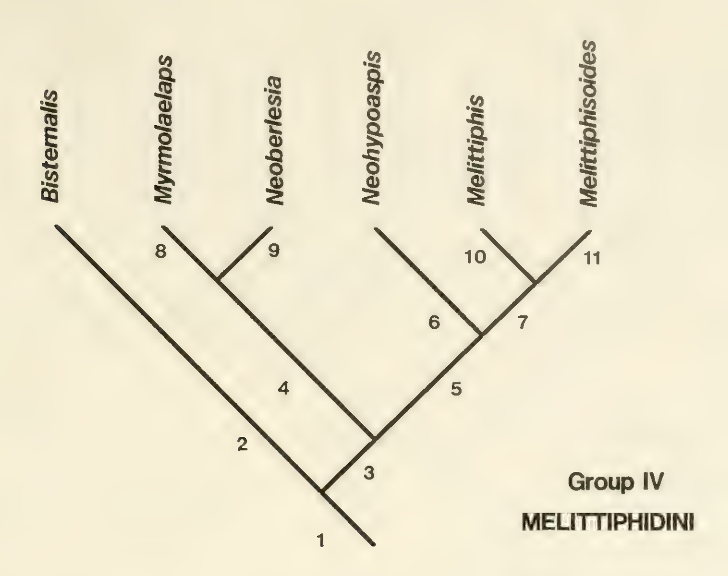


FIG. 5. Group IV: Melittiphidini. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems. STEM 1: 22, 23; STEM 2: 32, 37, 42, 46, 48, 49, 61; STEM 3: 11, 65; STEM 4: 18; STEM 5: —; STEM 6: 8, 36; STEM 7: 7, 57; STEM 8: 16, 17, 33, 34, 36, 49; STEM 9: 5; STEM 10: 9, 53, 63, 66; STEM 11: 32, 33, 34, 37, 48, 56, 61.

seta postero-lateral two (pl2) on genu IV, with the exception of *Hunteria*, *Tropilaelaps*, *Dinogamasus*, *Gromphadorholaelaps*, *Narceolaelaps*, *Scissuralaelaps* and *Gecarcinolaelaps*; b) loss of seta ad2 on tibia III, except in *Bisternalis*, *Euvarroa*, *Blaberolaelaps*, *Narceolaelaps*; c) loss of seta pl2 on tibia III, except in *Dinogamasus*, *Narceolaelaps*, *Coleolaelaps*, *Myrmolaelaps*, *Euvarroa* and *Hunteria*; d) loss of seta ad2 on tibia IV, with the exception of *Tropilaelaps*, *Gromphadorholaelaps*, *Iphiolaelaps*, *Bisternalis* and *Euvarroa*; e) tectum not trispinate (denticulate or smooth); f) sternal seta four (st4) placed off the sternal shield, with the exception of *Ololaelaps*, *Myrmolaelaps*, *Melittiphisoides*, and *Neohypoaspis*, and g) female anal shield free and triangular except on *Ololaelaps* and *Neoberlesia*.

Grandjean (1946) gave several examples on priorities in setal regression and it seems clear that losses usually occur in identical sequences even in different lineages of the same major group. When dealing with presence or absence of body or leg setae as parallelism or convergence, it is common to find high homoplasy. It is my contention that the cladogram on Fig. 1 is the least easily rejected despite the relatively large amount of homoplasy, as shown by the relatively great tree length and the low consistency index.

The results of the analyses indicate that the Hypoaspidinae (Groups I to II) is the sister group of the other Laelapidae (Groups III - V).

Groups I and II are supported by one synapomorphic character, which is a regressive autapomorphy: loss of seta pv1 on genu IV (57). Groups I – II share only one synapomorphy with groups III – V, which is also a regressive autapomorphy, the loss of seta pl2 on genu IV (58).

Groups III – V present one synapomorphic character: smooth tectum (3), with *Gymnolaelaps* and *Neohypoaspis* as exceptions. *Gymnolaelaps* has been defined by Evans and Till (1966) as a group of species with a denticulate tectum, and *Neohypoaspis* also presents a denticulate tectum. Group III is defined by a regressive apomorphy: loss of seta ad2 on tibia II, state which also evolved independently on group I (freeliving laelapids).

Groups IV and V share two synapomorphies: unpaired accessory setae between J series present (30), with the exception of *Stevelus* and *Myrmonyssus*; and female anal shield kidney, crescent or

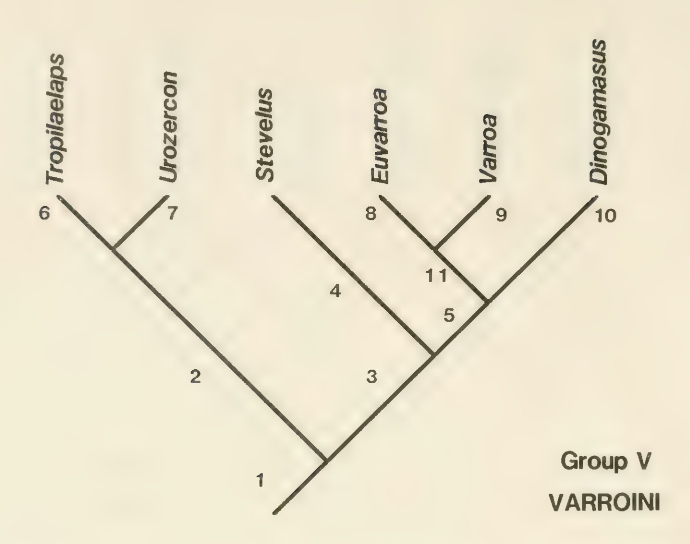


Fig. 6. Group V: Varroini. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems.

STEM 1: 5; STEM 2: 11, 14, 52; STEM 3: 34; STEM 4: 10, 18, 19, 20, 26, 32, 37, 47, 49, 57; STEM 5: 16, 11; STEM 6: 50; STEM 7: 18, 42, 47, 48, 49, 50, 61, 62, 63; STEM 8: 48, 52; STEM 9: 9, 49, 57, 62; STEM 10: 43; STEM 11: 10, 17.

bowl shaped (45): exceptions are *Myrmolaelaps*, *Melittiphisoides*, *Stevelus* and *Varroa*. Group IV is defined by two synapomorphies: podonotal setae s6 (22) and r6 (23) not on the dorsal shield, absent or inserted on the lateral soft cuticle. Group V is characterized by lacking seta hyp 3 on the subcapitulum (5).

On the other hand groups VI to VIII, which represent the family Iphiopsididae, are characterized by a regressive autapomorphy: loss of seta av2 on tibia I (62) with the exception of *Julolaelaps*, *Gecarcinolaelaps*, and *Iphiopsis*. Group VI represents only one genus, *Scissuralaelaps*, defined by four synapomorphies: 3, 12-13, 48-49 and 61.

Groups VII and VIII share two synapomorphies: hypostomal process reduced (11), additional setae (px) between J and Z series present (32); and three apomorphies: setae s6 (22) and r6 (23) not on the shield, and loss of seta pl2 on genu IV (58), a state which also has evolved independently in the Hypoaspidinae.

Group VII is defined by the loss of setae hyp1 or hyp 3 on the gnathosoma (5), which have also evolved independently in group V of the Hypoaspidinae, and a short or absent peritreme (34). Finally, Group VIII is characterized by a deutosternum with less than 6-7 rows of denticles.

When some taxa associate of mammals (*Laelaps*, *Haemogamasus*, *Myonyssus*, *Alphalaelaps*, *Echinonyssus*, *Mesolaelaps* and *Androlaelaps fahrenholzi*) were included in the analyses, the tree length went up and the consistency index decreased, indicating a higher number of homoplasies. None of the characters used in this study can be used to define one group of taxa associated with mammals even though they always come together in the tree. This group of laelapids should be recognized as different taxonomic ranks. They have been temporarily included in different subfamilies (i.e., Haemogamasinae, Myonyssinae, Alphalaelapinae, Hirstionyssinae, Laelapinae and Mesolaelapinae) following Evans and Till, 1966, and Radovsky, 1985. The species *Androlaelaps fahrenholzi* should be placed in a separate genus (*Haemolaelaps*), closely related with those laelapines associated with vertebrates and leaving the genus *Androlaelaps* for species which are predators or occasionally associated with nests of vertebrates.

Evans and Till (1966) studying the free-living, paraphagic and ectoparasitic British "Derma-

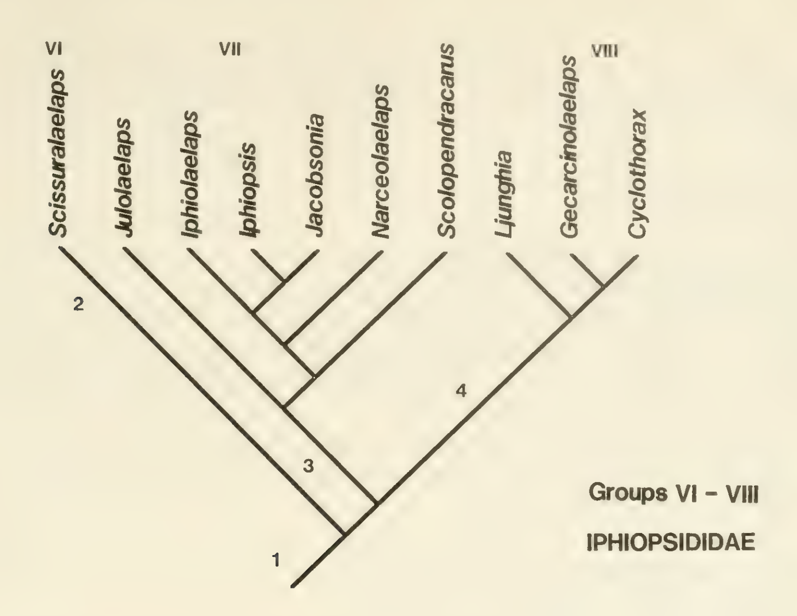


FIG. 7. Groups VI, VII and VIII: Family Iphiopsididae. Group VI: Scissuralaelapinae, new subfamily. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems.

STEM 1: 62; STEM 2: 3, 61; STEM 3: 11, 22, 23, 32; STEM 4: 5; STEM 5: 6, 7.

nyssidae" recognized eight subfamilies: Dermanyssinae, Haemogamasinae, Pseudolaelapinae (*Pseudolaelaps*), Myonyssinae (*Myonyssus*), Melittiphidinae (*Melittiphis*), Laelapinae, Hirstionyssinae and Macronyssinae. They included within Laelapinae all the free-living laelapids and the species belonging to the following genera: *Laelaps*, *Androlaelaps*, *Pneumolaelaps*, *Gymnolaelaps*, *Holostaspis* and *Laelaspis*. They indicated that *Pseudolaelaps* and *Melittiphis* show greater affinities with Laelapinae than with any other subfamily. In this study, *Pseudolaelaps* always showed greater affinities with the outgroup than with any Laelapidae. It shares more symplesiomorphies than synapomorphic characters with Laelapidae and it presents a trispinate tectum, and hypotrichy of the idiosoma and appendages. Therefore, it is suggested that *Pseudolaelaps* should be removed from Laelapidae. Further studies are needed to determine its correct family placement. *Melittiphis*, as well as other laelapid mites associates of Hymenoptera and Isoptera, has been included in the subfamily Melittiphidinae

Karg (1979) attempted to give a phylogenetic key for the subgenera *Hypoaspis*, *Cosmolaelaps*, *Alloparasitus*, *Gaeolaelaps*, *Pneumolaelaps*, *Holostaspis* and *Laelaspis*, including as the most relevant characters: a) tectum with toothed margin or smooth = 0, 1; b) deutosternal rows polydont or oligodont = 0, 1; c) opisthonotal seta Z4 not elongated or elongated = 0, 1; d) female genital shield normal or greatly expanded= 0, 1; and e) genital shield with one pair or more than one pair of seta= 0, 1. An analysis using these characters was done and the results showed that the characters used by Karg vary so much within even each genus that they cannot be used as binary statecharacters. Some of Karg's characters were used in this study, but they were polarized following the additive method.

III. Classification

On the basis of the proposed phylogeny the following classification of the family Laelapidae is suggested.

Family Laelapidae Berlese, 1892

A. Subfamily Hypoaspidinae Vitzthum, 1940

a) Tribe Pseudoparasitini Vitzthum, 1940

Ololaelaps Berlese, 1903; type-species: *Hypoaspis venetus* Berlese, 1903
Pseudoparasitus Oudemans, 1902; type-species: *Laelaps meridionalis* Canestrini, 1882
Gaeolaelaps Tragardh, 1952; type-species: *Laelaps aculeifer* Canestrini, 1884
Alloparasitus Berlese, 1920; type-species; *Laelaps* (*Hypoaspis*) *oblongus* Halbert, 1915
Cosmolaelaps Berlese, 1903; type-species: *Laelaps claviger* Berlese, 1883
Euandrolaelaps Bregetova, 1977; type-species: *Laelaps* (*Androlaelaps*) *sardous* Berlese, 1911
Stratiolaelaps Berlese, 1882; type-species: *Laelaps* (*Iphis*) *miles* Berlese, 1892

b) Tribe Hypoaspidini Vitzthum, 1940

Androlaelaps Berlese, 1903; *A. casalis* group
Hypoaspis Canestrini, 1885; type-species: *Gamarus krameri* G. & R. Canestrini, 1881
Coleolaelaps Berlese, 1903; type-species: *Laelaps* (*Iphis*) *agrestis* Berlese, 1887
Dyscinetonyssus Moss & Funk, 1965; type-species: *Dyscinetonyssus hystricosus* Moss & Funk, 1965
Blaberolaelaps Costa, 1980; type-species: *Blaberolaelaps matthiesensis* Costa, 1980
Gromphadorholaelaps Till, 1969; type-species: *Gromphadorholaelaps schaefferi* Till, 1969

B. Subfamily Melittiphidinae Evans and Till, 1966

c) Tribe Laelaspidini, new tribe

Gymnolaelaps Berlese, 1916; type-species: *Laelaps myrmecophilus* Berlese, 1892
Holostaspis Kolenati, 1858; type-species: *Holostaspis isotricha* Kolenati, 1858
Laelaspis Berlese, 1903; type-species: *Iphis astronomicus* Koch, 1889
Myrmonyssus Berlese, 1903; type-species: *Myrmonyssus diplogenius* Berlese, 1903
Pneumolaelaps Berlese, 1920; type-species: *Iphis bombicolens* Canestrini, 1885
Hunteria Delfinado-Baker, Baker & Flechtmann, 1984; type-species: *Hunteria brasiliensis* Delfinado-Baker, Baker & Flechtmann, 1984
Laelaspoides Eickwort, 1966; type-species: *Laelaspoides ordwayae* Eickwort, 1966

d) Tribe Melittiphidini Evans and Till, 1966

Bisternalis Hunter, 1963; type-species: *Bisternalis rettenmeyeri* Hunter, 1963
Myrmolaelaps Tragardh, 1906; type-species: *Myrmolaelaps equitans* Tragardh, 1906
Neoberlesia Berlese, 1892; type-species: *Neoberlesia equitans* Berlese, 1892
Neohypoaspis Delfinado, Baker & Roubik, 1983; type-species: *Neohypoaspis ampliseta* Delfinado, Baker & Roubik, 1983
Melittiphis Berlese, 1918; type-species: *Laelaps* (*Iphis*) *alvearius* Berlese, 1896
Melittiphisoides Delfinado-Baker, Baker & Flechtmann, 1984; type-species; *Melittiphisoides apiarium* Delfinado-Baker, Baker & Flechtmann, 1984

e) Tribe Varroini Delfinado and Baker, 1974

Tropilaelaps Delfinado, 1961; type-species: *Tropilaelaps clareae* Delfinado, 1961
Urozercon Berlese, 1901; type-species: *Urozercon paradoxus* Berlese, 1901
Stevelus Hunter, 1963; type-species: *Stevelus amiculus* Hunter, 1963
Euvarroa Delfinado & Baker, 1974; type-species; *Euvarroa sinhai* Delfinado & Baker, 1974
Varroa Oudemans, 1904; type-species: *Varroa jacobsoni* Oudemans, 1904
Dinogamasus Kramer, 1898; type-species: *Dinogamasus crassipes* Kramer, 1898

C. Subfamily Haemogamasinae Oudemans, 1926
Eulaelaps, Brevisterna, Ischyropoda, Acanthochela, Haemogamasus

D. Subfamily Alphalaelapinae Tipton, 1960
Alphalaelaps

E. Subfamily Laelapinae Berlese, 1892
Aetholaelaps, Cavilaelaps, Chrysochlorolaelaps, Domrownyssus, Gigantolaelaps, Gnatholaelaps, Hymenolaelaps, Hyperlaelaps, Laelaps, Liponysella, Nakhoda, Longolaelaps, Mysolaelaps, Neolaelaps, Neoparalaelaps, Notolaelaps, Ondatralaelaps, Oryctolaelaps, Permelaelaps, Radfordilaelaps, Rhyzolaelaps, Sinolaelaps, Steptolaelaps, Tricholaelaps, Tylolaelaps, Tur

F. Subfamily Myonyssinae Bregetova, 1956
Myonyssus

G. Subfamily Hirstionyssinae Evans and Till, 1960
Echinonyssus, Ancoranyssus, Patrinyssus, Thadeua, Trichosurolaelaps

H. Subfamily Mesolaelapinae Tenorio and Radovsky, 1974
Mesolaelaps, Rhodacantha

Note: Subfamilies C to H were not analyzed in this study. The list of genera in these subfamilies was taken from Radovsky, 1985.

Family Iphiopsididae Kramer, 1886

A. Subfamily Scissuralaelapinae new subfamily
Scissuralaelaps Womersley, 1945; type-species: *Scissuralaelaps novaguinea* Womersley, 1945

B. Subfamily Iphiopsidinae Kramer, 1886
a) Tribe Iphiopsidini Kramer, 1886
Julolaelaps Berlese, 1916; type-species: *Julolaelaps dispar* Berlese, 1916
Iphiolaelaps Womersley, 1956; type-species: *Iphiolaelaps myriapoda* Womersley, 1956
Iphiopsis Berlese, 1882; type-species: *Iphis mirabilis* Berlese, 1882
Jacobsonia Berlese, 1910; type-species: *Iphiopsis* (*Greeniella*) *submollis* Berlese, 1910
Narceolaelaps Kethley, 1978; type-species: *Narceolaelaps annularis* Kethley, 1978
Scolopendracarus Evans,1955; type-species: *Scolopendracarus brevipilis* Evans, 1955

b) Tribe Gecarcinolaelapini, new tribe
Ljunghia Oudemans, 1932; type-species: *Ljunghia selenocosmiae* Oudemans, 1932
Cyclothorax von Frauenfeld, 1868 type-species: *Cyclothorax carcinicola* von Frauenfeld, 1868
Gecarcinolaelaps n. gen. Type-species: *Gecarcinolaelaps cancer* (Pearse, 1929) n. comb.

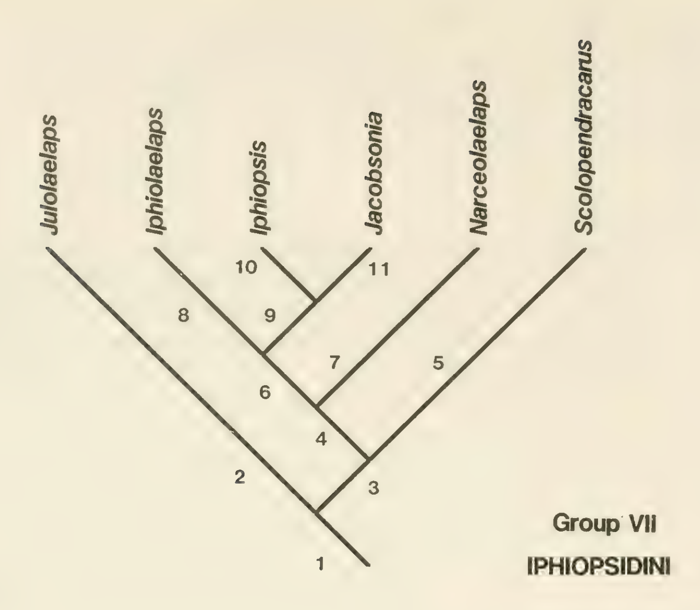


FIG. 8. Group VII: Iphiopsini. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems.

STEM 1: 5; STEM 2: 29; STEM 3: 46, 47, 49, 50, 52, 56, 60, 61, 72; STEM 4: 48, 59, 63, 66; STEM 5: 9, 10, 24, 25, 26, 28, 53, 54, 57; STEM 6: 51, 53, 54, 55, 64, 67, 70; STEM 7: 9, 27, 65; STEM 8: 18, 35; STEM 9: 13, 29, 57, 65; STEM 10: —; STEM 11: 21, 24, 35, 37.

The free-living laelapid mites, Group I, are ranked at the tribe level. These genera are plesiomorphic in many character states relative to the other laelapid-type mites. For example, a denticulate tectum, four pairs of subcapitular setae, normal and bifid tritosternum, normal leg chaetotacic pattern, etc., characters which are also present in the Ologamasidae and Leptolaelapidae, and may well represent the plesiomorphic states for the laelapid mites.

The name Hypoaspidinae Vitzthum has priority over other available family group names for the subfamily proposed here to include groups I (Pseudoparasitini) and II (Hypoaspidini). These two groups constitute a well-defined monophyletic lineage representing the sister group of the other laelapid mites.

Since the genera of groups III to V are members of a simple well-defined monophyletic group, they are considered as one subfamily, Melittiphidinae. The name Melittiphidinae has priority over the family name Varroidae for the subfamily proposed here.

Each group (III, IV and V) within the subfamily Melittiphidinae are assigned tribal rank: group III represents the tribe Laelaspidini, new tribe, to include genera associated with Formicidae and Apidae; group IV is tribe Melittiphidini which includes six genera associated with Hymenoptera; and group V represents tribe Varroini which are associates of honey-bees, carpenter bees, bumblebees and Isoptera.

The species in the subfamilies Haemogamasinae, Alphalaelapinae, Laelapinae, Myonyssinae, Hirstionyssinae and Mesolaelapinae, all associates of mammals, were not analyzed in detail here. However, when some of these genera were included in the analyses they always diverged from the Hypoaspidinae. Therefore, their subfamily rank is retained until more analyses are done. The mammal-associated laelapid mites and the Hypoaspidinae are characterized by one synapomorphic character: loss of seta pv1 on genu IV, which is a regressive apomorphy.

The groups VI, VII and VIII represent a new family group: Iphiopsididae. Previous allocation of

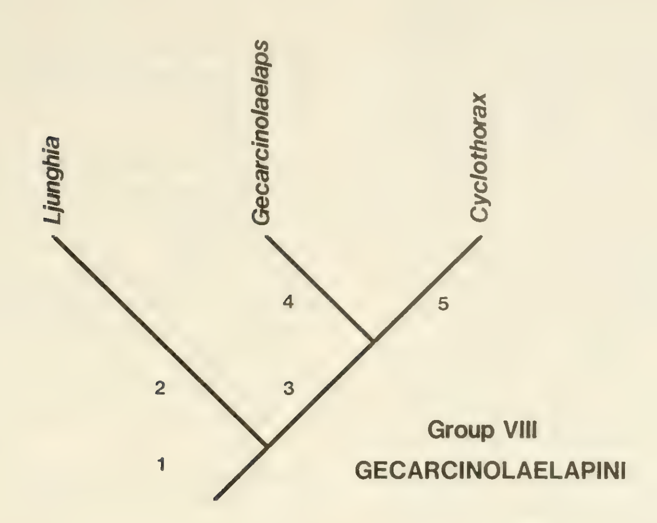


FIG. 9. Group VIII: Gecarcinolaelapini, new tribe. Numbers on figure refer to stems. Apomorphic characters are listed for each stems.

STEM 1: 6,7; STEM 2: 18, 21, 25, 28; STEM 3: 48, 57, 60, 61; STEM 4: 10, 30, 41, 52, 70; STEM 5: 12, 14, 18, 25, 26, 37, 49, 50, 63, 66.

the genera of these groups was in the subfamily Iphiopsidinae within Laelapidae (Evans, 1955). The iphiopsid mites represent a well-defined and monophyletic group that includes paraphages of Chilopoda, Diplopoda, Araneae and Crustacea.

According to the phylogenetic analyses the family Iphiopsididae Kramer present two subfamilies: Iphiopsidinae, divided into two tribes: Iphiopsidini Kramer, and Gecarcinolaelapini new tribe; and Scissuralaelapinae new subfamily.

Scissuralaelapinae (group VI) represents the sister group of the other two groups of iphiopsid mites. Iphiopsidini is a well-defined and monophyletic group which includes paraphages of Chilopoda and Diplopoda. Considering the setal losses some members of the family Iphiopsididae, *Jacobsonia* and *Iphiopsis*, are among the most regressive mesostigmatid mites known and this is the result of the retention of larval character states (paedomorphosis).

The appropriate taxonomic status of the genera (especially *Ljunghia*) temporarily included in the tribe Gecarcinolaelapini, which are associates of Crustacea and Araneae, will become apparent when new data are analyzed.

CONCLUSIONS

The phylogeny proposed for the free-living and arthropod-associated laelapid mites based on parsimony methods represents a substantial improvement in understanding the evolutionary history of the group, and gives a basis to understand the most derived groups within the cohort Dermanyssina.

Many characters of laelapid mites have yet to be analyzed phylogenetically due to the incompleteness of data and, therefore, the proposed phylogeny must be regarded as preliminary. When data on the immature stages and males, as well as life-history and habitat diversification, become available a more strongly based phylogeny of the family Laelapidae can be achieved.

Concepts of the free-living and arthropod-associated Laelapidae were reviewed in an attempt to determine the internal relationships of the members of the family. Using phylogenetic methods, PAUP and MacClade programs, a comparative study of eighty-three characters in forty-three generic taxa resulted in the construction of nine con-

sensus cladograms illustrating familial and subfamilial relationships. The Leptolaelapidae Karg, 1978 was used as the sister group and Ologamasidae Ryke, 1962 as the outgroup to the Laelapidae.

In the revision of the taxa included in this study, it is intended that the taxa reflect natural hierarchical groups and to be defined on the basis of synapomorphies where possible. Tree length and consistency index were sometimes sacrificed to obtain the most definable groups of laelapid mites.

The Laelapidae was redefined to include eight subfamilies: Hypoaspidinae Vitzthum, 1940; Melittiphinae Evans and Till, 1966; Haemogamasinae Oudemans, 1926; Alphalaelapinae Tipton, 1960; Laelapinae Berlese, 1892; Myonyssinae Bregetova, 1956; Hirstionyssinae Evans and Till, 1960; and Mesolaelapinae Tenorio and Radovsky, 1974. The new arrangement of the free-living and arthropod-associated genera is the following: Family Laelapidae, with two subfamilies: a. Subfamily Hypoaspidinae, which includes the free-living, predatory and phoretic mites on Coleoptera and Blattaria, with: Tribe Pseudoparasitini (*Alloparasitus*, *Cosmolaelaps*, *Euandrolaelaps*, *Gaeolaelaps*, *Ololaelaps*, *Pseudoparasitus*, *Stratiolaelaps*); Tribe Hypoaspidini (*Androlaelaps casalis* group, *Blaberolaelaps*, *Coleolaelaps*, *Dyscinetonyssus*, *Gromphadorholaelaps*, *Hypoaspis*); b. Subfamily Melittiphidinae, which includes laelapid mite associates of Hymenoptera (Apidae and Formicidae) and Isoptera, with: Tribe Melittiphidini (*Bisternalis*, *Myrmolaelaps*, *Neoberlesia*, *Neohypoaspis*, *Melittiphis*, *Melittiphisoides*); Tribe Varroini (*Dinogamasus*, *Euvarroa*, *Stevelus*, *Tropilaelaps*, *Urozercon*, *Varroa*).

The family Iphiopsididae, which includes dermanyssoid mite associates of Chilopoda, Diplopoda, Araneae and Crustacea is divided into two subfamilies: a. Subfamily Scissuralaelapinae, new subfamily (*Scissuralaelaps*); b. Subfamily Iphiopsidinae with: Tribe Iphiopsidini (*Iphiolaelaps*, *Iphiopsis*, *Jacobsonia*, *Julolaelaps*, *Narceolaelaps*, *Scolopendracarus*); and Tribe Gecarcinolaelapini, new tribe (*Cyclothorax*, *Gecarcinolaelaps*, *Ljunghia*).

The genus *Urozercon* is included for the first time in the family Laelapidae; and the new genus *Gecarcinolaelaps* is established in Iphiopsididae. The prior ranking of *Euvarroa* and *Varroa* as the family Varroidae Delfinado and Baker, 1974 is refuted.

REFERENCES

Athias-Henriott, C. 1969. Les organes cuticulaires sensorieles et glandulaires des Gamasides. Poroidotaxie et Adenotaxie. Bull. Soc. Zool. France 96: 73-85.

Baker, E.W. & R.W. Strandtmann. 1948. *Myrmonyssus chapmani*, a new species of hypoaspid mite (Acarina: Laelaptidae). J. Parasitol., 34: 396-388.

Baker, E.W & G. W. Wharton. 1952. An introduction to Acarology. The Macmillan Company, Ney York.

Berlese, A. 1882-1892. Acari, Myriapoda et Scorpiones hucusque in Italia reperta. Ordo Mesostigmata (Gamasidae): 1-143.

Berlese, A. 1903. Diagnosi di alcune nuove specie de Acari italiani, mirmecofili e liberi. Zool. Anz., 27: 12-28.

Berlese, A. 1904. Illustrazione iconografica degli Acari mirmecofili. Redia 1: 299-474.

Bernhard, F. 1963. Mesostigmata 1. Die Überfamilie Laelaptoidea Bernhard. Nov. Superfam., pp. 17-32. In H. J. Stammer (Ed.). Beitrage zur Systematik un Ökologie mitteleuropaischer Acarina. Vol 2. Leipzig.

Bregetova, N. G. 1956. Gamasid mites (Gamasoidea). Opred. Faune SSSR 61: 1-246.

Costa, M. 1968. Little known and new litter-inhabiting laelapinae mites (Acari: Mesostigmata) from Israel. Israel J. Zool., 17: 1-30.

Costa, M. 1974. Mesostigmatic mites (Acari: Mesostigmata) from the Mediterranean shores of Israel. I. The genus *Hypoaspis* Canestrini, 1884. Israel J. Entomol., 9: 219-228.

Delfinado, M.D. & E. W. Baker. 1974. Varroidae, a new family of mites on honey bees (Mesostigmata: Acarina). J. Wash. Acad. Sci., 64(1): 4-10.

Delfinado-Baker, M. D. & K. Aggarwal. 1987. A new *Varroa* (Acari: Varroidae) from the nest of *Apis cerana* (Apidae). Internat. J. Acarol., 13(4): 233-237.

Domrow, R. 1975. Ljunghia Oudemans (Acari: Dermanyssidae) a genus parasitic on mygalomorph spiders. Rev. S. Aust. Mus., 17(14): 31-39.

Evans, G. O. 1955. Review of the laelaptid paraphages of the Myriapoda with descriptions of three new species (Acarina: Laelaptidae). Parasitology 45: 352-368.

Evans, G. O. 1957. An introduction to the British Mesostigmata (Acarina) with keys to families and genera. J. Linn. Soc. Zool., 43: 203-259.

Evans, G. O. 1963. Observations on the chaetotaxy of the legs in the free living Gamasina (Acari: Mesostigmata). Bull. Brit. Mus. nat. Hist. Zool., 10(5): 273-303.

Evans, G. O. 1969. Observations on the ontogenetic development of the chaetotaxy of the tarsi of legs II-IV in the Mesostigmata (Acari). Proc. 2nd. Interntl. Congr. Acarology (1967): 195-200.

Evans, G. O., J. G. Sheals & D. Macfarlane. 1961. The terrestrial Acari of the British Isles. Vol. I Introduction and Biology. London, pp. 1-219.

Evans, G. O. & W. M. Till. 1965. Studies on the British Dermanyssidae (Acari: Mesostigmata). Part I. External Morphology. Bull. Brit. Mus. nat. Hist. Zool., 13(8): 249-294.

Evans, G. O. & W. M. Till. 1966. Studies on the British Dermanyssidae (Acari: Mesostigmata). Part II. Classification. Bull. Brit. Mus. nat. Hist. Zool., 14 (5): 1-370.

Evans, G. O. & W. M. Till. 1979. Mesostigmatic mites of Britain and Ireland (Chelicerata: Acari - Parasitiformes). An introduction to their external morphology and classification. Trans. zool. Soc. London 35: 139-270

Farris, J. S. 1982. Outgroup and parsimony. Syst. Zool., 31(3): 328-334.

Felsenstein, J. 1982. Numerical methods for inferring evolutionary trees. The Quarterly Review of Biology 57(4): 379-404.

Grandjean, F. 1946. La signification evolutive de quelques characters des acariens (1re serie). Bull. Biol. Fr. Belg., 79: 297-325.

Gunther, C. E. M. 1951. A mite from a beehive on Singapore Island (Acarina: Laelaptidae). Proc. Linn. Soc. NSW. 76(3-4): 155-157.

Hunter, P. E. 1966. The genus *Pneumolalelaps* with descriptions of three new species (Acarina: Laelaptidae). J. Kans. Ent. Soc., 39(3): 357-369.

Hunter, P. E. & K, Mollin. 1964. Mites associated with the passalus beetle. I. Life stages and seasonal abundance of *Cosmolaelaps passali* n. sp. (Acarina: Laelaptidae). Acarologia 6(2): 247-256.

Johnston, D. E. 1982. Mesostigmata. *In* S. Parker (Ed.). Synopsis and Classification of Living Organisms. McGraw-Hill, New York. Vol. 2: 112-115.

Karg, W. 1965. Larvalsystematische und phylogenetische untersuchung sowie revision des dystems der gamasina Leach, 1915 (Acarina, Parasitiformes). Mitt. zool. Mus. Berlin 41: 193-340.

Karg, W. 1978a. Zur Kenntnis der Milbengattungen *Hypoaspis*, *Androlaelaps* und *Reticulolaelaps* (Acarina, Parasitiformes, Dermanyssidae). Zool. Jb. Syst. 105: 1-32.

Karg, W. 1978b. Zur Kenntnis der Gattungen *Macrocheles* Latreille, 1829 und *Leptolaelaps* Berlese, 1918 (Acarina, Parasitiformes). Zool. Jb. Syst., 105: 360-367.

Karg, W. 1979. Die Gattung *Hypoaspis* Canestrini, 1884 (Acarina, Parasitiformes). Zool. Jb. Syst., 106: 65-104.

Karg, W. 1982. Zur Kenntnis der Raubmilbengattung *Hypoaspis* Canestrini, 1884 (Acarina, Parasitiformes). Mitt. zool. Mus. Berlin 58(2): 233-256

Karg, W. 1983. Systematische Untersuchung der Raubmilbenfamilie Leptolaelapidae Karg, 1978 (Acarina, Parasitiformes). Zool. Jb. Syst., 110: 377-396.

Karg, W. 1987. Neue Raubmilbenarten der Gattung *Hypoaspis* Canestrini, 1884 (Acarina, Parasitiformes). Zool. Jb. Syst., 114: 289-302.

Krants, G. W. 1978. A manual of Acarology. Oregon State University, Corvallis, Oregon, U.S.A., 335 pp.

Lindquist, E. E. & G. O. Evans. 1965. Taxonomic concepts in the Ascidae, with a modified setal nomenclature for the idiosoma of the Gamasina (Acarina: Mesostigmata). Mem. Ent. Soc. Can., 47: 1-64.

Lindquist, E. E. 1979. Acari. *In* H. V. Danks (Ed.). Canada and its insect fauna. Mem. Ent. Soc. Can., 47: 64pp.

Lee, D. C. 1970. The Rhodacaridae (Acari: Mesostigmata); classification, external morphology and distribution of genera. Records of the South Australian Museum 16(3): 1-219.

Maddison, W. P., M. J. Donoghue & D. R. Maddison. 1984. Outgroup analysis and Parsimony. Syst. Zool., 33(1): 83-103.

Moss, W. W. & R. C. Funk. 1965. Studies on the developmental chaetotaxy of *Dyscinetonyssus hystricosus* n. g., n. sp. (Acari: Mesostigmata: Laelaptoidea). Acarologia 8(2): 235-267.

Platnick, N. I. 1985. Philosophy and the transformation of cladistics revisited. Cladistics 1(1): 87-94.

Radovsky, F. J. 1967. The Macronyssidae and Laelapidae (Acarina: Mesostigmata) parasitic on bats. Univ. of California Publications in Entomology 46: 1-239.

Radovsky, F. J. 1969. Adaptive radiation in the parasitic Mesostigmata. Acarologia 11(3): 450-483.

Radovsky, F. J. 1985. Evolution of mammalian mesostigmate mites. *In*: K. C. Kim (Ed.) Coevolution of parasitic arthropods and mammals. A Wiley Interscience Publication. John Wiley & Sons. pp. 441-504.

Rosario, R. T. 1981. Philippine Hypoaspidinae (Acarina: Mesostigmata: Laelapidae). Philipp. Ent., 5(1): 23-82.

Tenorio, J. M. & F. J. Radovsky. 1974. The genus *Mesolaelaps* (Laelapidae: Mesolaelapinae, n. subfam.) with descriptions of two new species from New Guinea. J. Med. Entomol., 11: 211-222.

Till, W.M. 1963. Ethiopian mites of the genus *Androlaelaps* Berl., s. lat. (Acari, Mesostigmata). Bull. Brit. Mus. Nat. Hist. Zool., 10: 1-104.

Tipton, V. J. 1960. The genus *Laelaps* with a review of the Laelaptinae and a new subfamily Alphalaelaptinae (Acarina: Laelaptidae). Univ. Calif. Publ. Ent., 16: 233-356.

Tragardh, I. 1904. Monographie der arktischen Acariden. Fauna Artica 4(1): 3-78.

Tragardh, I. 1908. Arachnoidea. In Sjostedts Kilimandjaro-Meru Expedition. Uppsala. 20(3): 31-57.

Tragardh, I. 1952. Acarina collected by the Mangarevan expedition to South Eastern Polynesia in 1934 by the Bernice, P. Bishop Museum, Honolulu, Hawaii. Mesostigmata. Ark. Zool. Stockl., 2(4): 45-70.

Vitzthum, H. G. 1940-1943. Acarina. Pages 1-1011. *In* H. G. Braun (Ed.). Klassen und Ordnungen des Tierreichs 5(4), Book 5. 995 pp.

WATROUS, L. E. & Q. D. WHEELER. 1981. The out-group comparison method of character analysis. Syst. Zool., 30(1): 1-11.

ZUMPT, F. & P. M. PATTERSON. 1951. Further notes on laelaptid mites parasitic on vertebrates. A preliminary study to the Ethiopian fauna. J. Ent. Soc. S. Afr.,14: 63-93.

ZUMPT, F. & W. M. TILL. 1958. Notes on the classification and synonymy of gamasid mites parasitic on vertebrates (Acarina: Mesostigmata). J. Ent. Soc. S. Africa 21: 261-273.

Gayana Zool. 57 (1): 47-55, 1993 ISSN 0016-531X

DOS MODELOS DE METABOLISMO ENERGETICO DE PECES DE AGUA DULCE DE ARGENTINA

TWO ENERGETIC METABOLISM MODELS OF FRESHWATER FISHES OF ARGENTINA

Lauce R. Freyre y Lucila C. Protogino*

RESUMEN

Para expresar el consumo de oxígeno en relación con el peso, los valores del mismo a diferentes temperaturas fueron recalculados para 20°, describiéndose mediante las regresiones predictiva y funcional. Se comparó el modelo empírico tradicional (consumo de oxígeno en función del peso), con un modelo deducido a partir de datos morfométricos, esbozándose la existencia de dos grupos ecológicos, integrado el primero por: *Bryconamericus iheringi* (Boulenger, 1887), *Apareiodon affinis* (Steindachner, 1879), *Astyanax eigenmanniorum* (Cope, 1894), *Oligosarcus jenynsi* (Günther,1864), *Basilichthys b. bonariensis* (Cuvier y Valenciennes, 1835), y el segundo por: *Pimelodus maculatus* (Lacépède, 1803), *Prochilodus platensis* Holmberg, 1889 y *Hoplias m. malabaricus* (Bloch, 1794). El modelo propuesto a partir de las relaciones morfométricas permitirá pronosticar la tasa de flujo metabólico para otras especies.

Palabras claves: Metabolismo energético, peces.

ABSTRACT

To estimate oxygen consumption as a function of weight, consumption values at different temperatures are recalculated for a constant temperature of 20°C and described by of predictive and functional regressions. A comparison is made between the conventional empirical model (consumption of oxygen in relation to weight) and a model that uses morphometric data, suggesting the existence of two ecological groups, the first one comprising: *Bryconamericus iheringi* (Boulenger, 1887), *Apareiodon affinis* (Steindachner, 1879), *Astyanax eigenmanniorum* (Cope, 1894), *Oligosarcus jenynsi* (Günther, 1864), *Basilichthys b. bonariensis* (Cuvier y Valenciennes, 1835), and the second one consisting of *Pimelodus maculatus* (Lacépède, 1803), *Prochilodus platensis* Holmberg, 1889 and *Hoplias m. malabaricus* (Bloch, 1794). The model proposed, based on morphometric relationships, is potentially useful for predicting the metabolic flow rate of other species.

Keywords: Energetic metabolism, fish.

INTRODUCCION

El metabolismo enégetico de peces de agua dulce, constituye uno de los flujos de energía que contribuiría a elaborar modelos dinámicos y permitiría utilizar el conocimiento acumulado hasta el presente, para estimar el balance energético de las poblaciones de peces. En tal sentido, esta contribución pretende analizar la escasa información local con la que se cuenta.

El método más utilizado, para la medición del metabolismo y el único desarrollado en nuestro medio, es el del intercambio gaseoso. Una variedad de este método, que aunque permite lograr buena precisión, exige la eliminación de dióxido de carbono, colocando al ejemplar en condiciones diferentes a su medio natural, es el de las técnicas manométricas (Malex, J. 1965). Por otro lado, el método más confiable para detectar posibles errores de determinación químicos o galvánicos, es la tasa de agotamiento de la concentración de oxígeno en medios cerrados. Mientras que las mediciones de

*Instituto de Limnología "Dr. Raúl A. Ringuelet", C.C.712 (1900) La Plata, Buenos Aires, Argentina.
Contribución Científica Nº 496 del Instituto de Limnología "Dr. Raúl A. Ringuelet" (UNLP-CONICET).

diferencia de concentración de oxígeno, entre los circuitos de entrada y salida en cámaras abiertas exige el uso de equipos complejos.

Los métodos de agotamiento de oxígeno utilizan el período denominado metabolismo de rutina, siendo las variables más estrechamente relacionadas con la intensidad del metabolismo, en estas condiciones, el tamaño del ejemplar y la temperatura del medio. Desafortunadamente, se hallan escasas referencias en la literatura respecto de otras variables como: concentración de gases (Brown, M.E. 1957; Basu, S. P.1959; Beasmish, F.W.H. 1964) y disponibilidad de alimento (Brown, 1957).

La estrategia más evidente para su modelado es el cálculo de regresiones de tres variables, ensayando diversas transformaciones en cada una de ellas, y el análisis de la bondad de ajuste de las funciones resultantes. Otra posible solución consiste en aceptar de antemano un modelo que relacione el metabolismo con la temperatura (Wimberg, G.G. 1960), reduciendo el modelo a un sistema de dos variables.

Odum, H.T. (1983) propone una metodología para relacionar las tres variables y una interpretación, con cuyo apoyo quizá pueda encontrarse el modelo deseado.

ANTECEDENTES

Los primeros trabajos sobre respirometría en nuestro país corresponden a Freyre, L.R., C.M. Romero y O.H. Padín (1980) para *Bryconamericus iheringi* y Parma de Croux, M. y E. Lorenzatti (1981a) en *Apareiodon affinis*. Las investigaciones continúan, contándose con información respecto a las siguientes especies: *Basilichthys b. bonariensis*, Freyre, L.R.; O.H. Padín y M.A. Denegri (1981); *Pimelodus maculatus*, Parma de Croux y Lorenzatti (1981b); *Astyanax eigenmanniorum*, Freyre *et al.*, (1982); *Prochilodus platensis*, Parma de Croux, M.J. (1983a); *Hoplias m. malabaricus* Parma de Croux (1983b) y *Oligosarcus jenynsi*, Freyre, L. R., O.H. Padín y L. C. Protogino (1984).

Los dos equipos de trabajo utilizan la técnica de agotamiento de oxígeno en cámara cerrada con determinaciones mediante electrodos galvánicos. Sin embargo, existen diferencias en los equipos de experimentación, ya que Freyre y colaboradores utilizan diferentes cámaras para alojar al pez, independientemente de las que contienen a los equipos de medición. Esto permite, mediante el establecimiento de un circuito cerrado, que se produzca la suficiente renovación sobre la cara sensible del electrodo con un flujo muy pequeño para el pez. En el equipo empleado por Parma de Croux y colaborador, no se utilizan cámaras distintas, con lo que la intensidad de agitación a la que se exponen los ejemplares es mayor.

El poder conectar al circuito cámaras de volúmenes variables, adecuados al tamaño del pez, permite en el primer caso mantener los errores de experimentación dentro de un rango de variación más constante y menos dependientes del tamaño de los especímenes. Otro detalle de diseño consiste en el uso de una llave, que conecta el circuito interno con el agua exterior y cierra el mismo una vez que el pez se ha recuperado del “stress”, con lo que la porción útil de los valores de la experiencia parte de concentraciones de oxígeno más elevadas.

Las diferencias no van más allá de las descriptas, y en ambos casos debe tenerse en cuenta el cuidado puesto por los autores en publicar los resultados detallando en tablas, datos de temperatura, peso y tasa de consumo de oxígeno, lo que permite una eventual reelaboración.

MATERIAL Y METODO

Los resultados se describieron mediante la regresión funcional media geométrica (Ricker, W.E. 1973), empleando un programa para microcomputadora. El mismo permite ajustar una regresión de mínimos cuadrados a un conjunto de hasta siete variables, resolviendo sistemas de ecuaciones como las que figuran en la literatura (Moroney, M. J.1968; Sokal, R. R. y F. J. Rohlf, 1979).

El listado del programa para microcomputadora Texas TI 59 con módulo Master e inscriptor PC 100A ó C, como las indicaciones para su uso, puede ser solicitado a los autores.

RESULTADOS

Ciertos autores, entre ellos Zeuthen, E. (1953) y Wimberg (1960), sostienen la relación exponencial del metabolismo en función del peso del cuerpo:

$$\Delta O_2 = \alpha W^{\beta} \quad (1)$$

donde α es una constante de proporcionalidd y β es una constante que expresa la relación entre área y volumen, estando su valor comprendido entre 0,67 y 1.

Para expresar el metabolismo, se puede considerar la regresión predictiva entre el logaritmo del consumo de oxígeno por unidad de tiempo y el logaritmo del peso, hallando un valor aproximado de 0,80 para el exponente β.

Por otra parte, Ricker (1973) expresa que para hacer el metabolismo menos dependiente del peso del pez, conviene utilizar la regresión funcional, aun cuando se emplean regresiones de tres variables.

Una revisión de los trabajos publicados sobre metabolismo de rutina, nos permitió utilizar el criterio propuesto por Ricker (op. cit) y analizar los datos, mediante la expresión propuesta por Wimberg (1960):

$$\Delta O_{2\,(20\,°C)} = \Delta O_2 \cdot q_{(t)}$$

donde $q_{(t)} = Q_{10}^{20-t/10}$, siendo Q_{10} el coeficiente de temperatura y t la temperatura de experimentación en °C.

A la tabla de valores de q en función de t que ofrece dicho autor, se ajustó la fórmula de interpolación que la expresa sintéticamente y con suficiente precisión:

$$q_{(t)} = (0{,}3152859282 + 0{,}0051852645\, t)^{0{,}1\, t-2}$$

Los valores de consumo por unidad de tiempo, a diferentes temperaturas de experimentación, fueron recalculados para 20°C.

Para todas las especies consideradas se computaron el logaritmo del consumo de oxígeno total a 20°C y el logaritmo del peso, efectuando el ajuste de la regresión predictiva:

$$Y = a + b\,X \quad (2)$$

donde Y es el logaritmo del consumo de oxígeno a 20°C y X es el logaritmo del peso.

Esto permitió eliminar los datos que se alejaban significativamente de la línea de regresión hallada, porque podían denunciar algún error experimental no detectado.

A partir del cálculo de los coeficientes de la ecuación (2) se obtuvo la regresión funcional:

$$Y = u + vX$$

siendo v = b/r, donde r es el coeficiente de correlación y u = y - vx (Ricker, 1973).

Los coeficientes de la regresión funcional corresponden a los valores de las constantes de proporcionalidad ($\alpha = 10^{\mu}$) y la constante que expresa la relación entre área y volumen (β = v) de la ecuación (1), Tabla I, Figs. 1, 2 y 3.

Teniendo en cuenta el modelo de la Fig.4 propuesto por Odum (1983), podemos considerar que la tasa de flujo es directamente proporcional al coeficiente de transferencia y a la "carga":

$$J_2 = K\,Q \quad (3)$$

Por otra parte, K es proporcional a la conductividad L e inversamente proporcional a la capacidad de carga C

$$K = L/C \quad (4)$$

La cantidad de biomasa Q es proporcional al coeficiente calórico k_4 y al peso W:

$$Q = k_4\,W \quad (5)$$

La capacidad de carga C es proporcional al volumen (v) y disminuye con el aumento del área superficial (a), por lo tanto C=k v/a, además v y a tendrán sus correspondientes expresiones alométricas $v = kl^b$; $a = kl^c$ y como las superficies crecen según el cuadrado de las dimensiones lineales y las masas como los cubos, podría ponerse C = kl, pero más exactamente sería:

$$C = kl^{b-c}$$

por otro lado, en biología pesquera se utiliza la expresión

$$W = A\,l^b \quad (6)$$

entonces puede ponerse:

$$C = k\,(W/A)^{(b-c)/b} \quad (7)$$

Utilizando las ecuaciones (4, 5, 6 y 7) reemplazadas en la ecuación (3) puede demostrarse que:

$$J_2 = L/\,k\,k_4\,A^{1-c/b}\,W^{c/b}$$

Por otra parte, la intensidad de flujo (metabolismo) es proporcional al consumo de oxígeno por individuo y al coeficiente oxicalórico k^3

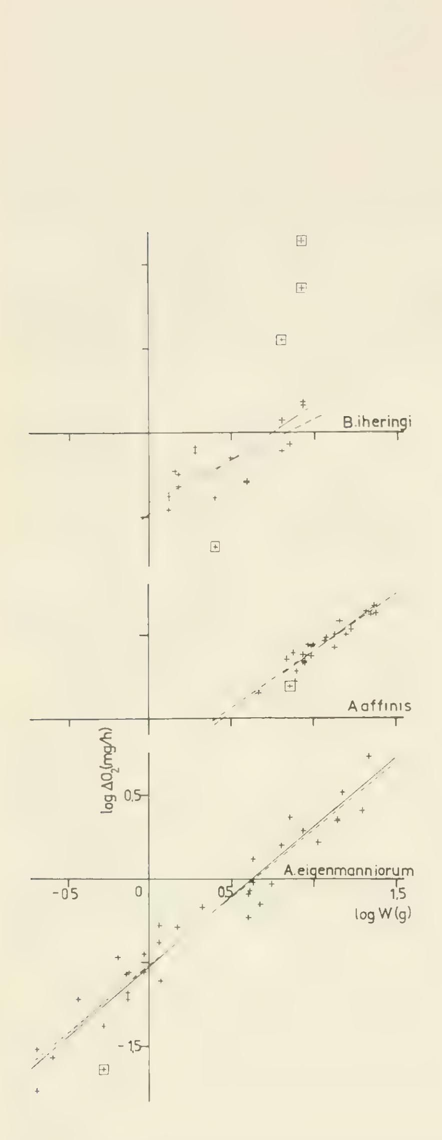


FIG. 1. Diagrama de dispersión del logaritmo del consumo de oxígeno a 20 ºC en relación con el logaritmo del peso. Ajuste de la regresión predictiva (línea interrumpida) y funcional (línea continuada). Los datos que aparecen recuadrados han sido eliminados de los cálculos.

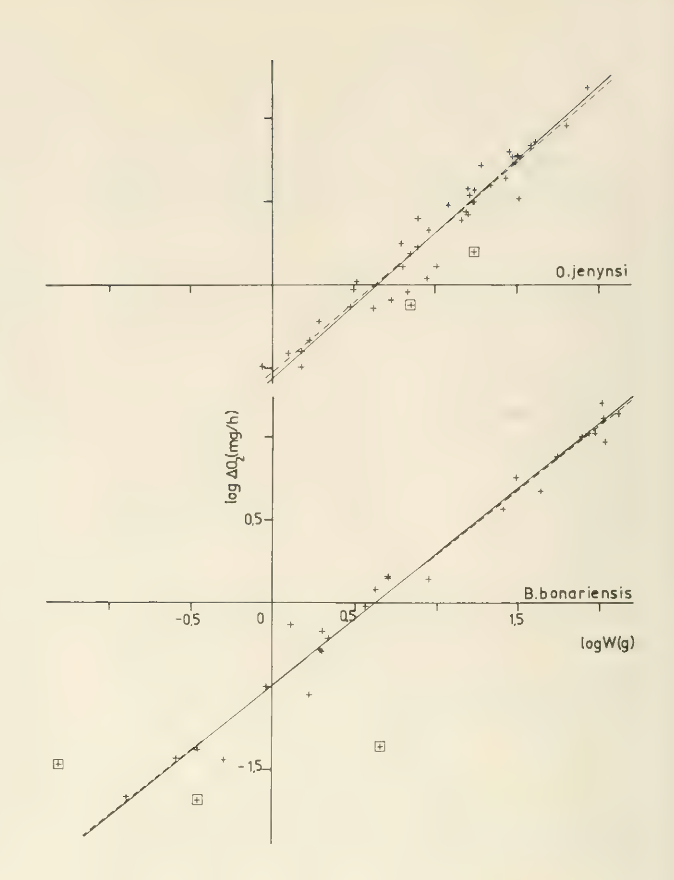


FIG. 2. Referencias idem figura 1

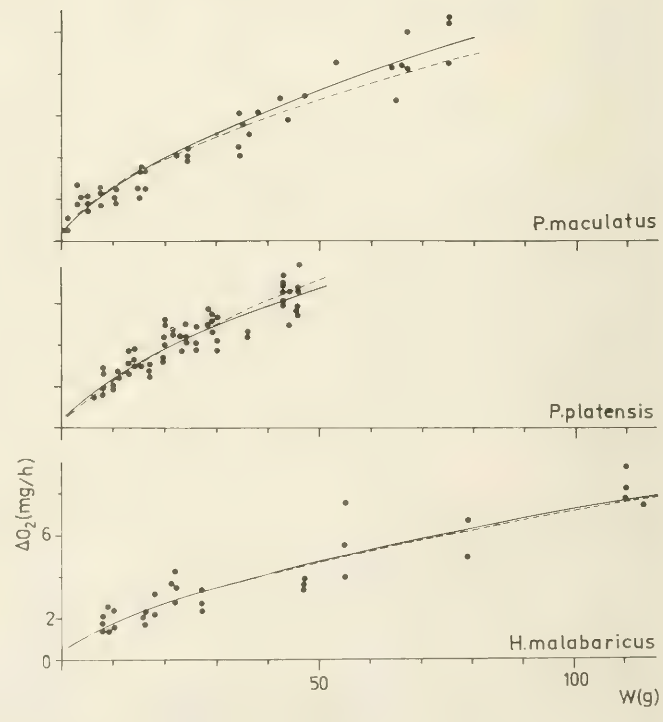


FIG. 3. Referencias idem figura 1.

$$J_2 = \Delta O_2 k_3$$

entonces:

$$\Delta O_2 = \frac{L/k\ k_4\ A^{1-c/b}\ W^{c/b}}{k^3} \qquad (8)$$

y denominando:

$$L/k = D;\ c/b = B \text{ y } k_4\ A^{1-B} / k_3 = E$$

escribimos la ecuación:

$$\Delta O_2 = D\ E\ W^B \qquad (9)$$

que en forma logarítmica queda:

$$\log \Delta O_2 = \log D + \log E + B \log W \qquad (10)$$

Anteriormente vimos que el mejor modelo empírico para expresar la relación entre ΔO_2 y W era:

$$\Delta O_2 = \alpha\ W^{\beta}$$

Comparando con (9) puede verse que:

$$\alpha = D\ E$$

$$\beta = B = c/b$$

Cuando poseemos experimentos respirométricos, tenemos estimaciones de ß y podemos deducir c = ß b.

Efectuando este tratamiento para todas las ecuaciones estudiadas, los resultados graficados en la Fig. 5 parecen sugerir la existencia de dos conjuntos, representado uno por *B. iheringi*, *A. affinis*, *A. eigenmanniorum*, *O. jenynsi.* y *B. b.bonariensis*, y el otro integrado por *P. maculatus*, *P. platensis* y *H. m. malabaricus.*

La expresión anterior puede utilizarse para estimar valores generalizables a cada grupo como:

$$c = \beta_i\ b_i / n$$

donde i corresponde a las distintas especies.

Entonces, a partir de la ecuación (10), se pueden estimar los valores de D como:

$$\log D_i = \overline{\log \Delta O_2} - \log E_i - \overline{B \log W}$$

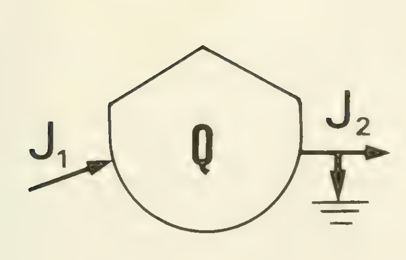


FIG. 4. Diagrama que representa el modelo propuesto por Odum.

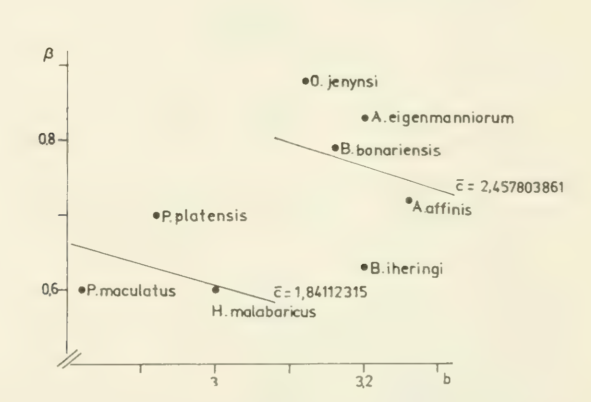


FIG. 5. Representación gráfica de los valores de las constantes ß y b para las distintas especies. La línea continuada representa los valores de ß = c/b en función de la constante b.

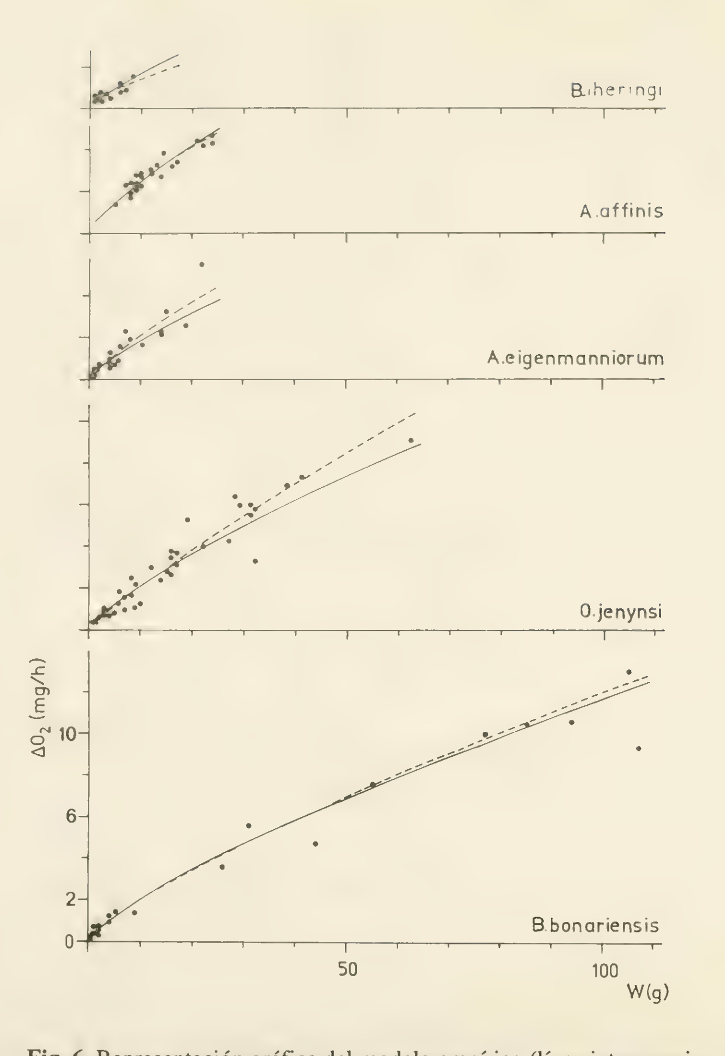


Fig. 6. Representación gráfica del modelo empírico (línea interrumpida), del modelo propuesto a partir de datos morfométricos (línea continuada) y valores experimentales del consumo de oxígeno (puntos) para las especies consideradas.

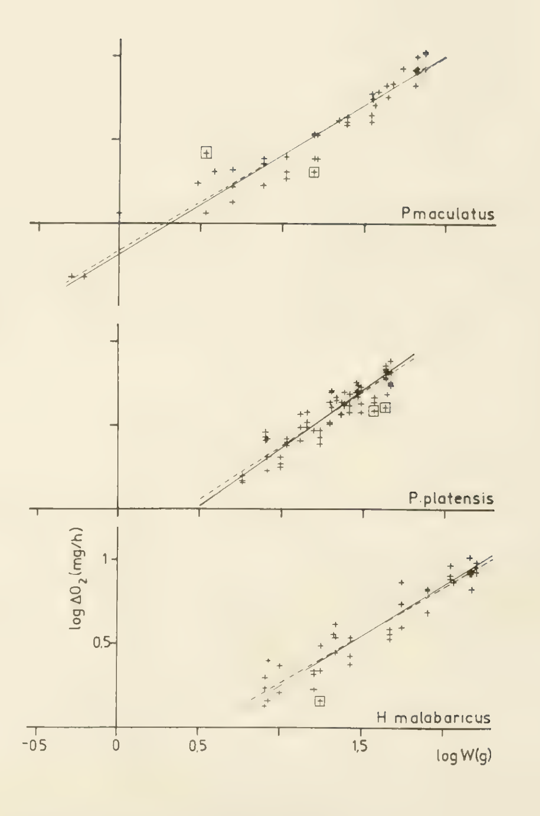


Fig. 7. Referencias idem figura 6.

TABLA I. Coeficientes de la regresión predictiva y de la regresión funcional, coeficiente de correlación (r) y número de datos (N) para todas las especies estudiadas.

Especie	a	b	u	v	r	N
Bryconamericus iheringi	-0.405380	0.48325	-0.4773	0.63296	0.7635	16
Apareiodon affinis	-0.281701	0.68179	-0.3259	0.72371	0.9421	24
Astyanax eigenmanniorum	-0.510980	0.80906	-0.5191	0.83283	0.9715	33
Oligosarcus jenynsi	-0.542201	0.85728	-0.5677	0.88240	0.9715	43
Basilichthys b. bonariensis	-0.487790	0.77983	-0.4945	0.78779	0.9899	27
Pimelodus maculatus	-0.158360	0.57616	-0.1812	0.59504	0.9683	42
Prochilodus platensis	-0.262701	0.64605	-0.3283	0.69575	0.9286	70
Hoplias m. malabaricus	-0.306960	0.57453	-0.3556	0.60473	0.9501	41

TABLA II. Las columnas A y b resultan de datos morfométricos bibliográficos u originales. Los valores de c = 2.457803861 para el primer grupo y c = 1.84112315 para el segundo grupo de especies se utilizaron para estimar el valor de 1-B=1c/b. Las columnas log W y log ΔO_2 se obtuvieron de datos respirométricos experimentales, las columnas log E y L/k se obtuvieron de las anteriores segun las ecuaciones propuestas.

Especie	A	b	1-B	$\overline{\log W(g)}$	$\overline{\log \Delta O_2}$ $(mg/n)_{20°C}$	log E	L/k
Bryconamericus iheringi	1.01897E-05	3.19608	0.23099	0.48086	-0.17300	1.14794	0.020383
Apareiodon affinis	5.26810E-06	3.26089	0.24628	1.05576	0.43810	1.00108	0.043780
Astyanax eigenmanniorum	1.26647E-05	3.19800	0.23146	0.34353	-0.23305	1.16749	0.021649
Oligosarcus jenynsi	1.04640E-05	3.11762	0.21164	1.01636	0.32911	1.24699	0.019092
Basilichthys b. bonariensis	5.04600E-06	3.16291	0.22293	0.85410	0.17827	1.12016	0.024797
Pimelodus maculatus	4.11347E-05	2.82139	0.34744	1.21426	0.54125	0.77723	0.093680
Prochilodus platensis	4.06517E-05	2.91692	0.36881	1.32022	0.59024	0.68160	0.118940
Hoplias m. malabaricus	2.01875E-05	3.00149	0.38660	1.61133	0.61880	0.48599	0.139450

Donde los promedios indicados se obtienen de expresiones individuales y E se obtiene de datos morfométricos.

En la tabla II figuran los valores de la constante de la ecuación (10), estimados usando valores medios de c para cada grupo de especies. Los ajustes que se obtienen con este modelo, comparando con el modelo empírico y los datos respirométricos se muestran en las Figs. 6 y 7.

CONCLUSIONES

Del análisis del metabolismo energético para ocho especies de peces aquí tratadas, se concluye que:

a- puede utilizarse la regresión media geométrica con ecuaciones de tres variables para ajustar modelos empíricos que relacionan el consumo de oxígeno, el peso y la temperatura.

b- pueden corregirse los resultados respirométricos utilizando la fórmula de interpolación de $q_{(t)}$ en la relación propuesta por Wimberg (1960).

c- el mejor modelo para expresar la relación entre el consumo de oxígeno y el peso, a temperatura constante es: $\Delta O_2 = \alpha W^{\beta}$

d- existe una relación entre la constante ß y b que puede aprovecharse para confeccionar modelos metabólicos a partir de datos morfométricos, más fácilmente obtenibles que los datos experimentales.

e- parece existir una componente tipológica para la relación entre ß y b que haría suponer que el valor de c para peces frecuentadores de aguas vegetadas micro y mesoanimalívoros, y peces de aguas libres, de régimen planctófago se aproxima a 2.458. Para los peces frecuentadores de fondo, omnívoros, y para los peces frecuentadores de áreas vegetadas y libres, ictiófagos, el valor de c es 1.841. La ubicación ecológica de las formas mencionadas está basada en los trabajos de Ringuelet, R. A. (1975), Ringuelet, R. A.; R. Iriart y A. H. Escalante (1980) y Escalante, A. H. (1982, 1983).

f- los valores de c característicos del grupo tipológico y los valores de las constantes A y b obtenidos por morfometría podrían utilizarse para pronosticar la tasa de flujo metabólico de la especie.

g- las dos últimas consideraciones (e y f) constituyen hipótesis que requieren un mayor aporte de información.

BIBLIOGRAFIA

BASU, S.P. 1959. Active respiration of fish in relation to ambient concentrations of oxygen and carbon dioxide. J. Fish. Res. Brd. Canada, 16: 175-212.

BEASMISH, F.W.H. 1964. Respiration of fishes with special emphasis on standard oxygen consumption II. Influence of weight and temperature on respiration of several species. Can. J. Zool., 42: 177-188.

BROWN, M.E. 1957. The physiology of fishes. Vol. I, Metabolism. Academic Press, N. York, 447 pp.

ESCALANTE, A.H. 1982. Contribución al conocimiento de las relaciones tróficas de peces de agua dulce del área platense. I. *Astyanax eigenmanniorum* (Osteichthys Tetragonopteridae). Limnobios, 2(5): 311-322.

____ 1983. Contribución al conocimiento de las relaciones tróficas de peces de agua dulce del área platense. II. Otros Tetragonopteridae. Limnobios, 2(6): 379-402.

FREYRE, L.R., O.H. PADIN y M.A. DENEGRI. 1981. Metabolismo energético de peces dulceacuícolas. II. El pejerrey, *Basilichthys bonariensis bonariensis*. Cuvier y Valenciennes (Pisces, Atherinidae). Limnobios, 2(4):227-232.

____ 1982. Metabolismo energético de peces dulceacuícolas. III. *Astyanax eigenmanniorum* (Cope, 1984). Limnobios, 2(5): 342-348.

FREYRE, L.R., O.H. PADIN y L.C. PROTOGINO. 1984. Metabolismo energético de peces dulceacuícolas. IV. *Oligosarcus jenynsi* (Pisces Characidae). Limnobios, 2(8): 629-634.

FREYRE, L.R., C.M. ROMERO y O.H. PADIN. 1980. Metabolismo energético de peces dulceacuícolas. I. Metodología. Metabolismo de *Bryconamericus iheringi*, Boul (Pisces, Characiformes). Limnobios, 1(10): 411-421.

MALEX, J. 1965. Manometrische appararus nach Warburg; theorie und anwendungs technick. 8-70. In: Manometrisch Methoden Und inhe Anwendung in Biochemic-Tschechoslowakischer Verlag Für Medizinische Literatur, Praga, 620 pp.

MORONEY, M.J. 1968. Hechos y estadísticas. Ed. Eudeba, 441 pp.

ODUM, H.T. 1983. Systems ecology: an introduction. John Wiley & Sons, New York, 644 pp.

PARMA DE CROUX, M.J. 1983. Metabolismo de rutina de *Prochilodus platensis* (Holmberg, 1889) (Pisces

Prochilodontidae). Rev. Asoc. Cienc. Nat. Litoral, 14: 1-6.

____ 1983. Metabolismo de rutina de *Hoplias malabaricus malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthys, Erythrinidae), Rvta. Bras. Zool. S. Paulo, 1(3):217-222.

PARMA DE CROUX, M.J. y E. LORENZATTI. 1981. Metabolismo de rutina de *Apareiodon affinis* (Steindachner) (PiscesParodontidae). Neotropica, 27(78): 191-197.

____ 1981. Metabolismo de rutina de *Pimelodus maculatus* (Lac.) (Pisces Pimelodidae). Rev. Asoc. Cienc. Nat. Litoral, 12:20-26.

RICKER, W.E. 1973. Linear regressions in fishery research. Fish. Res. Board. Can., Biological Station, Nonaimo, B.C., 30(3): 409-434.

RINGUELET, R.A. 1975. Zoogeografía y ecología de los peces de aguas continentales de la Argentina y consideraciones sobre las áreas ictiológicas de América del Sur. Ecosur, Argentina, 2(3): 1-122.

RINGUELET, R.A., R. IRIART y A.H ESCALANTE. 1980. Alimentación del pejerrey (*Basilichthys bonariensis bonariensis*, Atherinidae) en Laguna Chascomús (Buenos Aires, Argentina). Relaciones ecológicas de complementación y eficiencia trófica del plancton. Limnobios, 1(10): 447-460.

SOKAL, R.R. y F.J. ROHLF. 1979. Biometría. Principios y métodos estadísticos en la investigación biológica. Ed. H. Blume, 831 pp.

WIMBERG, G.G. 1960. Rate of metabolism and food requirements of fishes. Fish. Res. Board. Can., Biological Station Nonaimo, B.C., 253 pp.

ZEUTHEN, E. 1953. Oxygen uptake as related to body size in organisms.Quart. Rev. Biol., 28(1): 1-12.

Gayana Zool. 57 (1): 57-59, 1993 ISSN 0016-531X

PRESENCIA DE *MACROURUS HOLOTRACHYS* GUNTHER, 1878, EN CHILE

PRESENCE OF MACROURUS HOLOTRACHYS *GUNTHER, 1878, IN CHILE*

Víctor H. Ruiz R.* y Ciro Oyarzún G.**

RESUMEN

Se confirma la presencia de *Macrourus holotrachys* Günther, 1878 en aguas del mar de Chile. Esta especie había sido reportada de varias localidades, pero una confusión previa con *Macrourus carinatus* (Günther, 1878) ponía en duda estos registros.

Se entregan los límites de su distribución en el Pacífico Sur Este.

PALABRAS CLAVES: Macrouridae, *M. holotrachys*, Distribución.

ABSTRACT

This paper confirms the presence of *Macrourus holotrachys* Günther, 1878, in marine waters of Chile. This species had been reported from different localities, but the previous confusion with its close relative *Macrourus carinatus* (Günther, 1878), made doubtful most of these records.

The limits of its distribution in the South Easter Pacific is given.

KEYWORDS: Macrouridae, *M. holotrachys*, Distribution.

INTRODUCCION

El Orden Gadiformes se encuentra bien representado en la ictiofauna chilena, a la que contribuye con 50 especies (Pequeño, 1989) distribuidas en las familias Macrouridae (28), Merluccidae (3), Gadidae (8), Moridae (9) y Muraenolepidae (2).

A nivel mundial la familia Macrouridae es también la más importante dentro del orden Gadiformes, con más de 300 especies descritas hasta la fecha y con una distribución que abarca desde la parte superior del talud continental hasta el piso oceánico, pero nunca más allá de los 6.000 m (Iwamoto, 1989).

En Chile, la familia ha sido estudiada por Pequeño (1971), quien reconoce la presencia de 11 especies pertenecientes a cinco géneros. Bahamonde y Pequeño (1975) confirman la presencia de éstas. En los últimos años, las contribuciones de Chirichigno e Iwamoto (1977), Iwamoto (1978, 1979), Makushok (1972, 1976), Marshall (1973), Ruiz y Oyarzo (1982), Wilson y Waples (1984), Trunov y Konstantinov (1986), han enriquecido su conocimiento, lo que Pequeño (1989) reconoce en su lista sistemática indicando 11 géneros y 28 especies para las aguas chilenas.

En el país, la familia Macrouridae comprende los siguientes géneros y especies: *Coelorhynchus* (5 especies), *Coryphaenoides* (7), *Chalinura* (1), *Lionurus* (1), *Ventrifosa* (1), *Mahia* (1), *Macrourus* (2), *Macrurus* (1), *Macrouroides* (1), *Malacocephalus* (1), *Nezumia* (5), y *Trachyrhynchus* (2).

Proyecto FONDECYT Nº 0820-91
*Universidad de Concepción, Fac. de Cs. Nat. y Oceanográficas, Depto. de Zoología, Casilla 2407, Concepción
**Universidad Católica de la Santísima Concepción, Facultad de Ciencias, Depto. de Biología Marina, Casilla 127. Talcahuano.

El objeto de este trabajo es aportar antecedentes acerca de la presencia en aguas chilenas de *Macrourus holotrachys* Günther, 1878, especie conflictiva dentro de la familia, a menudo confundida con *Macrourus carinatus* (Günther, 1878), y que Cohen *et al.* (1990) no considera dentro de la fauna chilena.

MATERIAL Y METODO

Esta comunicación se basa en el estudio de doce ejemplares con longitudes totales entre 480 y 588 mm y 389 a 1.200 gr de peso capturados mediante pesca de arrastre, en la zona de Talcahuano, el 01 de mayo de 1991 y como fauna concurrente de la pesca de *Dissostichus eleginoides*.

Parte de la muestra se mantuvo congelada y el resto fue inyectado con formalina al 10% y preservado en alcohol 70°.

En la determinación taxonómica se utilizó toda la literatura disponible.

RESULTADOS Y DISCUSION

Los ejemplares capturados resultaron pertenecer a la especie *Macrourus holotrachys* Günther, 1878, que ha sido confundida generalmente con *Macrourus carinatus* Günther, 1878. Los siguientes caracteres morfológicos y merísticos permiten hacer una buena determinación taxonómica: zona ventral de la cabeza sin escamas, ángulo rostral sin escamas, aleta pélvica con 9 rayos, 8-16 ciegos pilóricos, rayo exterior de la aleta pélvica más largo que el resto, segunda dorsal por delante del inicio de la anal.

Algunos de éstos se entregan en la tabla I confrontándolos con los de *M. carinatus* de modo de facilitar la determinación y separación de estas especies.

Günther (1887) en un trabajo sobre los peces de profundidad recolectados por el Challenger durante los años 1873-1876 entrega la descripción de las especies y la siguiente distribución: este de la Boca del Río de la Plata a 1.090 m de profundidad para el primero y cerca de la ísla Principe Edwards a 560 metros de profundidad para el segundo.

Posteriormente Norman (1937), al describir los peces patagónicos costeros entrega la siguiente distribución para *Coryphaenoides holotrachys* (Günther, 1878), Costas de Uruguay y Argentina; Región Patagonia-Falklands; Estrecho de Magallanes?. Esta es la primera referencia de la presencia de la especie en Chile aunque el autor plantea la interrogante sobre esta distribución.

Fowler (1945) en su Catálogo Sistemático sobre los peces de Chile reconoce la siguiente distribución para la especie: Localidad Tipo al este de la Boca del Río de La Plata, Chile (Canal Beagle, Tierra del Fuego). Uruguay, Argentina, Patagonia, Islas Falklands y Estrecho de Magallanes.

Pequeño (1971) en su Sinopsis de los Macrouriformes de Chile indica para *Coryphaenoides holotrachys* (Günther, 1878) la siguiente distribución: Boca del Río de La Plata, Uruguay, Islas Malvinas, Patagonia y en Chile, Canal Beagle y Estrecho de Magallanes. Por primera vez se entrega la localidad precisa de captura: 54º53'S; 67º56'W para material recolectado el 16 de septiembre de 1902 a 140 metros de profundidad, por una expedición sueca al Polo Sur.

Bahamonde y Pequeño (1975) en una lista sistemática sobre los peces de Chile reconocen la

TABLA I. Caracteres que permiten diferenciar *M. holotrachys* de *M. carinatus*.

	M. holotrachys	*M. carinatus*
Zona ventral de la cabeza	sin escamas	parcialmente descamado
Angulo rostral	sin escamas	sin escamas
Aleta pélvica	9 rayos	8 rayos
Ciegos pilóricos	8-16	13 - 21
Rayo exterior pelv.	más largo	igual que el resto
II dorsal respecto de la anal	más adelante	sobre ella

presencia de *Coryphaenoides holotrachys* (Günther). No así, la de *Macrourus carinatus* Günther.

Pequeño (1989) revisa y comenta su nueva lista sistemática sobre los peces de Chile, allí entre otros macroúridos menciona la presencia en Chile de *Macrourus carinatus* (Günther, 1878) y por un error dactilográfico (comunicación personal) no aparece *Macrourus holotrachys* Günther, 1878. Señala además la importancia de una nueva revisión de la familia en Chile.

Cohen, Inada, Iwamoto y Scialabba (1990) en un Catálogo de la FAO referido a los Gadiformes del Mundo consideran ambas especies involucradas con las siguientes antecedentes:

Macrourus holotrachys Günther, 1878 Distribución: de la Patagonia hasta el este del Río de la Plata, norte de las Islas Falkland/Malvinas, este de South Georgia, costas oeste de Chile con dudas. Esta especie bentopelágica se encuentra a profundidades que van desde los 300 a más de 1.200 m y con longitudes totales hasta los 80 cm.

Macrourus carinatus (Günther, 1878) (cerca de Principe Edwards, 560 m). Distribución: aguas temperadas subantárticas a ambos lados de Sudamérica. Islas Falkland/Malvinas, montañas submarinas alrededor de Sudáfrica, de las islas Crozet a Principe Edwards y de Nueva Zelandia a Islas Macquarie. Esta especie, aparentemente bentopelágica, se encuentra a profundidades que van desde los 300 a 1.100 m pero generalmente se captura entre los 500 y 800 m y alcanza longitudes totales hasta 87 y más de 100 cm.

Esta última contribución que plantea dudas acerca de la presencia de *M. holotrachys* motivó la realización de este trabajo.

De acuerdo a lo señalado más arriba se concluye que la especie *M. holotrachys* habita aguas de la plataforma continental y talud superior del Pacífico Sudoriental (costas de Chile) hasta la Convergencia Subtropical.

LITERATURA CITADA

Bahamonde, N. y G. Pequeño. 1975. Peces de Chile. Lista Sistemática. Mus. Nac. de Hist. Nat., Chile, Publicación Ocasional, 21: 1-20.

Chirichigno, N. y T. Iwamoto. 1977 *Coryphaenoides delsolari* a new species of macrourid fish from the Pacific coast of South America. Proceedings Biological Society of Washington, 89(45): 519-528.

Cohen. D., T. Inada, T. Iwamoto y N. Scialabba. 1990 Gadiform Fishes of the World (Order Gadiformes). An annotated and illustrated catalogue of cods, hakes, grenadiers and others gadiform fishes known to date. FAO Fisheries Synopsis Nº 125, Vol. 10. Rome FAO. 442 p.

Günther, A. 1887. Reports on the deep-sea fishes collected by H.M.S. "Challenger" during the years 1873-1876 Challenger Reports, 22(57): 1-268+66 pls.

Iwamoto, T. 1978. Eastern Pacific macrourids of the genus *Coelorhynchus* Giorna (Pisces, Gadiformes), With descriptions of a new species from Chile. Proceedings of the California Academy of Sciences, 41(12): 307-337, 20 figs.

Iwamoto, T. 1979. Eastern Pacific macrourine grenadiers with seven branchiostegal rays (Pisces: Macrouridae). Proceedings of the California Academy of Sciences, 42(5): 135-179.

Iwamoto, T. 1989. Phylogeny of grenadiers (Suborder Macrouroidei): Another Interpretation. *In*: D. M. Cohen (ed.) Papers on the systematics of Gadiform fishes. Nat. Hist. Mus. Los Angeles City., Science Series, 32: 159-173.

Makushok, V. M. 1972. Rat-tails (Macrouridae, Pisces) of the Antarctic (According to sampling by the R/V "OB" 1956-1963). Academy of Sciences U.S.S.R., Proceedings Institute of Oceanology, 93: 250-276.

Makushok, V. M. 1976. New species of rattails *Coryphaenoides subserratulus* n. sp. (Macrouridae, Osteichtyes collected to the south of New Zealand. Transactions of the P.P. Shrishov Institute of Oceanology, 104: 144-155.

Marshall, N. B. 1973. Genus *Chalinura*, pp. 588-595, *In*: Fishes of the Western North Atlantic. Memoirs Sears Foundation for Marine Research, 1(6): 479-665.

Norman, J. R. 1937. Coast fishes, Part II. The Patagonian Region. Discovery Reports, 16: 1-150.

Pequeño, G. 1971. Sinopsis de Macrouriformes de Chile. Boletín Museo Nacional de Historia Natural, Chile, 32: 269-298.

Ruiz, V. y H. Oyarzo. 1982. Nuevo registro de *Trachyrhynchus villegai* Pequeño, 1971 (Pisces, Gadiformes, Macrouridae). Bol. de la Soc. de Biol. de Concepción, 53: 177-178.

Trunov, I. A. y V. V. Konstantinov. 1986. *Macrourus carinatus* (Günther, 1878) and *M. holotrachys* Günther (Macrouridae) as separate species. Proceedings Zoological Institute, U.S.S.R. Academy of Sciences, 153: 125-134.

Wilson, R. R. y R. S. Waples. 1984. Electrophoretic and biometric variability in the abyssal grenatier *Coryphaenoides armatus* of the western North Atlantic, Eastern South Pacific and Eastern North Pacific Oceans. Marine Biology, 80: 227-237.

Gayana Zool. 57 (1): 61-75, 1993 ISSN 0016-531X

FORAMINIFEROS DE LA BAHIA SCHOLL, REGION MAGALLANICA, CHILE (PROTOZOA: FORAMINIFERA)

FORAMINIFERA OF SCHOLL BAY, MAGELLANIC REGION, CHILE (PROTOZOA: FORAMINIFERA)

Margarita Marchant S. M.*

RESUMEN

En el presente trabajo se estudia la fauna de los foraminíferos bentónicos recientes de Bahía Scholl (52º44'S; 73º54'W, Región Magallánica), a una profundidad de 18 metros.
El número total de las especies encontradas fue de 28. De éstas 1 es nueva para la ciencia: *Oolina simplicita* n. sp. y 3 son mencionadas por primera vez para aguas chilenas: *Fissurina laevigata*, *F. semimarginata* y *Quinqueloculina patagonica*.

Palabras claves: Foraminíferos, Bahía Scholl, Región Magallánica, Nueva especie, Nuevos registros.

ABSTRACT

The recent benthic foraminifera fauna from Scholl Bay (52º44'S; 73º54'W Magallanic Region), collected at 18 m depth is studied.
A total number of 28 species were found, one is a new specie: *Oolina simplicita* n. sp. and three of them are mentioned for the first time for Chilean waters: *Fissurina laevigata*, *F. semimarginata* and *Quinqueloculina patagonica*.

Keywords: Foraminifera, Scholl Bay, Magallanic Region, New Specie, New Records.

INTRODUCCION

Escasos son los trabajos sobre microfauna bentónica realizados en la Región Magallánica (Brady, 1884; Egger, 1893; Heron-Allen & Earland, 1932). En relación a foraminíferos específicamente, durante los últimos años Boltovskoy y Theyer (1970); Zapata y Varela (1975); Zapata (1987) y Zapata y Alarcón (1988), han venido investigando los foraminíferos recientes bentónicos de las muestras extraídas a lo largo del litoral chileno entre los 41°30'S y 53°18'W, recolectados por clásicas expediciones como Mar Chile I (1960), Expedición Centolla (del Departamento de Caza y Pesca, 1962), Expedición Metula (1976), Expedición Japonesa del Akebono Maru 72 (1977) y la Expedición HERO-72 (1972). Sin embargo, estos trabajos no son suficientes, contrastándose con el alto conocimiento tanto en distribución y abundancia de los foraminíferos del Atlántico Meridional (Boltovskoy *et al.*, 1980).

Proposiciones de provincias zoogeográficas, han incluido a la zona del Estrecho de Magallanes dentro de la Provincia Foraminiferológica Argentina (Boltovskoy, 1976) y a la Provincia Magallánica (Zapata, 1987, inédita). La primera, a pesar de la inexistencia de antecedentes faunísticos y la segunda en base a la alta afinidad (53%) de los foraminíferos de ambos extremos de Sudamérica.

En consideración a los antecedentes presentados, el presente trabajo pretende investigar cualitativa y cuantitativamente los foraminíferos de Bahía

*Depto. Ciencias de la Tierra, Universidad de Concepción, Casilla 3-C Concepción-Chile.

Scholl, actualizar su posición taxonómica, como una forma de aportar nuevos antecedentes sobre la distribución de los foraminíferos australes chilenos.

MATERIALES Y METODOS

El material sobre el cual se basó el presente estudio corresponde a una muestra extraída mediante draga, a 18 m de profundidad en Bahía Scholl (52°44'; 73°54'W), Región de Magallanes, por la Expedición HERO-72, el 28 de septiembre de 1972.

El sedimento extraído, aproximadamente 57 g, se trató con Tetracloruro de Carbono (CCL4) con el fin de separar por diferencia de densidad los caparazones de foraminíferos, de las partículas de arena. De la fracción sobrenadante (aproximadamente 4 g ó 55 ml), se sacó una submuestra de 9 ml para ser examinada bajo lupa binocular, extrayéndose todos los ejemplares de dicha fracción.

Por último, éstos fueron identificados, montados en portarreglillas y fotografiados al Microscopio Electrónico de Barrido (SEM) de la Universidad de Concepción.

La clasificación utilizada para las familias y géneros de foraminíferos fue la de Loeblich y Tappan (1964-1988) y Decrouez (1989), por ser la más conocida y la de mayor uso en el estudio de los foraminíferos. Tanto la sinonimia como la distribución geográfica se restringió a la descripción original de la especie y a referencias de trabajos efectuados en aguas chilenas y argentinas.

Las descripciones entregadas en orden alfabético corresponden a una nueva especie para la ciencia, a nuevos registros para el litoral de Chile, y a especímenes que han quedado determinados sólo hasta nivel genérico.

Todo el material determinado pasó a integrar parte de la colección de foraminíferos del Museo del Departamento de Zoología de la Universidad de Concepción (MZUC), bajo los N°s 22230-22257.

RESULTADOS

1.1. Análisis cualitativo

El análisis del material estudiado permitió reconocer la presencia de 28 especies, distribuidas en 14 familias y 20 géneros (Tabla I).

Tabla I. Taxonomia de las especies determinadas en el área del presente estudio.

Phylum Protozoa
- Clase Sarcodina
  - Subclase Rhizopoda
    - Orden Foraminiferida
      - Suborden Textulariina
        - Superfamilia Trochamminacea
          - Familia Trochamminidae
            - Género *Trochammina*
              - Especie *Trochammina plana*
      - Suborden Spirillinina
          - Familia Patellinidae
            - Género *Patellina*
              - Especie *Patellina corrugata*
      - Suborden Miliolina
        - Superfamilia Cornuspiracea
          - Familia Cornuspiridae
            - Género *Cornuspira*
              - Especie *Cornuspira involens*
        - Superfamilia Miliolacea
          - Familia Hauerinidae
            - Género *Quinqueloculina*
              - Especie *Quinqueloculina patagonica*
              - *Q. seminulum*
            - Género *Miliolinella*
              - Especie *Miliolinella subrotunda*
            - Género *Pyrgo*
              - Especie *Pyrgo ringens*
      - Suborden Lagenina
        - Superfamilia Nodosariacea
          - Familia Vaginulinidae
            - Género *Lenticulina*
            - Especie *Lenticulina* sp.
          - Familia Lagenidae
            - Género *Lagena*
              - Especie *Lagena striata*
          - Familia Ellipsolagenidae
            - Género *Oolina*
              - Especie *Oolina hexagona*
              - *Oolina simplicita* n. sp.
              - *O. vilardeboanus*
            - Género *Fissurina*
              - Especie *Fissurina laevigata*
              - *F. semimarginata*
      - Suborden Rotaliina
        - Superfamilia Bolivinacea
          - Familia Bolivinidae
            - Género *Bolivina*
              - Especie *Bolivina punctata*
        - Superfamilia Cassidulinacea
          - Familia Cassidulinidae
            - Género *Cassidulina*
              - Especie *Cassidulina minuta*
            - Género *Cassidulinoides*
              - Especie *Cassidulinoides parkerianus*
        - Superfamilia Buliminacea
          - Familia Uvigerinidae
            - Género *Uvigerina*
              - Especie *Uvigerina bifurcata*
        - Superfamilia Discorbacea

Familia Discorbidae
Género *Discorbis*
Especie *Discorbis bertheloti*
D. peruvianus
D. vilardeboanus
Superfamilia Planorbulinacea
Familia Cibicidae
Género *Cibicides*
Especie *Cibicides aknerianus*
C. dispars
C. variabilis
Superfamilia Nonionacea
Familia Nonionidae
Género *Pullenia*
Especie *Pullenia subcarinata*
Superfamilia Rotaliacea
Familia Elphidiidae
Género *Elphidium*
Especie *Elphidium macellum*
Género *Cribrorotalia*
Especie *Cribrorotalia meridionalis*
Género *Notorotalia*
Especie *Notorotalia clathrata*

1.2. DESCRIPCIÓN DE LAS ESPECIES

Fissurina laevigata Reuss, 1850
(Lám. 2, Fig. 5)

Sin.: *Fissurina laevigata* Reuss, 1850: 366, tab. 46, figs. 1 a, b; Boltovskoy, 1954: 157, lám. XI, figs. 5 a, b; Boltovskoy *et al.*, 1980: 32, pl. 15, figs. 14-16.
Lagena laevigata Reuss. Brady, 1884: 473, tab. 114, figs. 8 a, b.
Lagena biancae (Seguenza) Heron-Allen & Earland, 1932: 372, tab. 10, fig. 35.

Descripción: conchilla unilocular, oval o piriforme, de base inflada y sección comprimida, especialmente en la zona apertural, algunas veces carinada. Pared calcárea, transparente, lisa, brillante. Abertura larga, de márgenes periféricos prolongándose en un tubo entosolenio corto.

Dimensiones: largo x 0,20-0,25 mm.
ancho x 0,15-0,20 mm.

Fissurina semimarginata Reuss, 1870
(Lám. 2, Fig. 6)

Sin.: *Lagena marginata* var. *semimarginata* Reuss, 1870: 62(1): 468; Schlicht, 1870: 11, pl. 4, figs. 4-6.
Fissurina semimarginata (Reuss). Boltovskoy *et al.*, 1980: 33, pl. 16, figs. 8-10.

Descripción: conchilla unilocular, piriforme aguzada en su abertura, periferia carinada. Pared calcárea, translúcida, fuertemente perforada, excepto en la zona central. Abertura pequeña en forma de ranura y con tubo entosolenio, recto.

Dimensiones: largo x 0,14 mm.

Lenticulina sp.
(Lám. 4, Fig. 3)

Descripción: conchilla planispiral, bilateralmente simétrica. Contorno subcircular, margen periférico agudo. Con más de seis cámaras en la última vuelta, bajas, arqueadas. Paredes semitransparentes, vidriosas. Abertura terminal.

Dimensiones: diámetro x 0,30 mm.

Observaciones: debido a las malas condiciones del único ejemplar encontrado y a las pocas características morfológicas que se desprenden de la fotografía al Microscopio Electrónico, es imposible identificarlo hasta especie.

Oolina simplicita n. sp.
(Lám. 3, Fig. 1)

Descripción: conchilla unilocular, oval, sección transversal redondeada; zona aboral redondeada, zona apertural acuminada. Pared calcárea, translúcida, ornamentada con 10 corridas longitudinales, con 6 escamas que van desde la base hasta cerca de la abertura, dejando un área sin ornamentación alrededor de ésta. Abertura pequeña sobre un muy corto cuello.

Etimología: del latín simplex = sencillo.

Dimensiones: largo x 0,21 mm
diámetro x 0,19 mm.
Holotipo: depositado bajo el Nº 22230 del Museo Zoológico de la Universidad de Concepción (MZUC).

Paratipo: depositado bajo el Nº 22231 del Museo Zoológico de la Universidad de Concepción (MZUC).

Observaciones: esta especie se diferencia de *Oolina melo* d'Orbigny, en que posee 10 corridas longitudinales, con 6 escamas en cada una de ellas, en cambio, la especie *melo* presenta 12 corridas, con más de 10 escamas en cada una de ellas. Además el área bucal está desprovista de ornamentación.

Quinqueloculina patagonica d'Orbigny, 1839
(Lám. 3, Figs. 7 a y b)

Sin.: *Quinqueloculina patagonica* d'Orbigny, 1839: 74, tab. 4, figs. 14-16; Martinotti, 1920: 306, tab. 12, fig.15; Boltovskoy, 1954: 122, lám. 1, figs. 4 a-c, 5 a-b; Boltovskoy *et al.*, 1980: 46, pl. 28, fig. 18-21.
Mioliolina patagonica (d'Orbigny). Heron-Allen & Earland, 1932: 314, tab. 6, figs. 10-12.

Descripción: conchilla quinqueloculinoide, sección triangular, periferia redondeada. Cámaras convexas y de ancho aproximadamente igual en toda su longitud, suturas nítidas y deprimidas. Pared calcárea, lisa, blanca aporcelanoide. Abertura oval, con un diente simple y largo.

Dimensiones: largo x 0,3 - 0,5 mm.

1.3. Lista taxonómica

De las especies presentes en el área, y que estan tanto en Argentina como en Chile. Además se entrega algunas referencias bibliográficas.

Bolivina punctata d'Orbigny, 1839
(Lám. 1, Fig. 1)
Bolivina punctata d'Orbigny, 1839: 63, lám. 8, figs. 10 - 12; Gay, 1854: 467; Boltovskoy y Theyer, 1970: 306, lám. 1, fig. 10; Zapata, 1987: 41, lám. 2, figs. 15 y 16.

Cassidulina minuta Cushman, 1933.
(Lám. 1, Figs. 2 a y b)
Cassidulina minuta Cushman, 1933: 92, lám. 10, fig. 3; Boltovskoy *et al.*, 1980: 22, pl. 7, figs. 18-20; Zapata, 1987: 54, lám. 4, figs. 11 y 12.

Cassidulinoides parkerianus (Brdy, 1884)
(Lám. 1, Figs. 3 a y b)
Cassidulina parkeriana Brady, 1884: 432, lám. 54, figs. 11-16; Heron-Allen y Earland, 1932: 359, lám 9, figs. 22- 25.
Cassidulinoides parkerianus (Brady). Boltovskoy y Theyer, 1970: 318, lám. 2, fig. 2; Boltovskoy *et al.*, 1980: 23, pl. 8, figs. 1-4; Boltovskoy y Totah, 1987: 44; Zapata, 1987: 56, lám. 5, figs. 1 y 2.

Cibicides aknerianus (d'Orbigny, 1846)
(Lám. 1, Figs. 4 a y b)
Rotalina akneriana d'Orbigny, 1846: 156, lám. 8, figs. 13-15.
Cibicides aknerianus (d'Orbigny). Boltovskoy y Theyer, 1970: 318, lám. 2, figs. 5-6; Boltovskoy y Totah, 1987: 44, figs. 3-28, 8; Zapata, 1987: 58, lám. 5, figs. 3-5.
Cibicides ex gr. *aknerianus* (d'Orbigny). Boltovskoy *et al.*, 1980: 23, pl. 8, figs. 5-11.

Cibicides dispars (d'Orbigny, 1839)
(Lám. 1, Fig. 5)
Truncatulina dispars d'Orbigny, 1939: 38, lám. 5, figs. 25-27; Heron-Allen y Earland, 1932: 420, pl. 14, figs. 32-34.
Cibicides dispars (d'Orbigny). Boltovskoy *et al.*, 1980: 24, pl. 8, figs. 12-16; Zapata, 1987: 59, lám. 5, figs. 6-8.

Cibicides variabilis (d'Orbigny, 1839
(Lám. 1, Figs. 6 a y b)
Truncatulina variabilis d'Orbigny, 1839: 135, lám. 2, fig. 29; Heron-Allen y Earland, 1932: 420, lám. 14, figs. 36-39.
Cibicides variabilis (d'Orbigny). Boltovskoy y Theyer, 1970: 319, lám. 2, fig. 3; Boltovskoy *et al.*, 1980: 25, pl. 9, figs. 12-17; Zapata, 1987: 61, lám. 5, figs. 15-19.

Cyclogyra involvens (Reuss, 1850)
(Lám. 1, Fig. 7)
Operculina involvens Reuss, 1850: 370, tab. 46, fig. 20.
Cornuspira involvens (Reuss). Cushman y Wickenden, 1929: 4, pl. 2, fig. 3; Heron-Allen y Earland, 1932:323.
Cyclogyra involvens (Reuss). Boltovskoy *et al.*, 1980: 26, pl. 10, figs. 11 y 12; Zapata, 1987: 69, lám. 6, figs. 16 y 17.

Cribrorotalia meridionalis (Cushman y Kellet, 1929)
(Lám. 1, Figs. 8 a y b)
Eponides meridionalis Cushman y Kellet, 1929: 11, lám. 4, figs. 4-6.
Cribrorotalia meridionalis (Cushman y Kellet). Zapata, 1987: 64, lám. 6, figs. 3-5.

Discorbis bertheloti (d'Orbigny, 1839)
(Lám. 2, Figs. 1 a y b)
Rosalina bertheloti d'Orbigny, 1839: 135, tab. 48, figs. 28-30.
Discorbina bertheloti d'Orbigny. Brady, 1884: 150, tab. 89, figs. 10 a-c, 11, 12; Egger, 1893: 387, tab. 15, figs. 10-12; Boltovskoy *et al.*, 1980: 27, pl. 11, figs. 5-7.
Discorbis bertheloti (d'Orbigny) var. *floridensis* Cushman, 1931: 17, tab. 3, figs. 3 a-c, 4 a-c, 5 a-c; Boltovskoy, 1954: 200, lám. 14, figs. 10 a-c, 11 a-c; lám. 15, figs. 3 a-c.
Discorbis bertheloti (d'Orbigny). Heron-Allen y Earland, 1932: 414; Boltovskoy *et al.*, 1980: 27, pl. 11, figs. 5-7.

Discorbis peruvianus (d'Orbigny, 1839)
(Lám. 2, Figs. 2 a y b)
Rosalina peruviana d'Orbigny, 1839: 41, lám. 1, figs. 12-14; Gay, 1854: 458.
Discorbis floridana Cushman, 1922: 39, lám. 5, figs. 11-12; Cushman y Parker, 1931: 18, lám. 4, fig. 5.
Discorbis peruvianus (d'Orbigny). Boltovskoy y Theyer, 1970: 325, lám. II, figs. 22 a y b; Boltovskoy *et al.*, 1980: 27, pl. 11, figs. 16-20.

Discorbis vilardeboanus (d'Orbigny, 1839)
(Lám. 2, Figs. 3 a y b).
Rosalina vilardeboana d'Orbigny, 1839: 44, tab. 6, figs. 13-15.
Discorbis vilardeboana (d'Orbigny). Brady, 1884: 645, tab. 86, figs. 9 a-c, 12; tab. 88, figs. 2 a-c; Heron-Allen y Earland, 1932: 409, tab. 13, figs. 37-39.
Discorbis vilardeboanus (d'Orbigny). Boltovskoy, 1954: 201, lám. 14, figs. 9 a-c.

Elphidium macellum (Fichtel y Moll, 1798)
(Lám. 2, Fig. 4)
Nautilus macellum Fichtel y Moll, 1798: 66, lám. 10, figs. e-k.
Elphidium aff. *macellum* (Fichtel y Moll). Zapata y Varela, 1975: 17, lám. 1, fig. 12.
Elphidium macellum (Fichtel y Moll). Zapata, 1987: 76, lám. 7, figs. 17 y 18; Boltovskoy *et al.*, 1980: 30, pl. 14, figs. 1-6.

Lagena striata (d'Orbigny, 1839)
(Lám. 2, Fig. 7)
Oolina striata d'Orbigny, 1839: 21, lám. 5, fig. 12.
Lagena striata (d'Orbigny). Cushman y Wickenden, 1929: 6, pl. 6, figs. 4 a, b; Boltovskoy y Theyer, 1970: 342, lám. 3, figs. 17-23; Boltovskoy *et al.*, 1980: 37, pl. 20, figs. 11-14; Zapata, 1987: 97, lám. 10, figs. 18 y 19.

Miliolinella subrotunda (Montagu, 1803)
(Lám. 4, Fig. 4)
Vermiculum subrotunda Montagu, 1803: 521.
Quinqueloculina meridionalis d'Orbigny, 1839: 75, tab. 4, figs. 10-13.
Miliolina subrotunda (Montagu). Heron-Allen y Earland, 1932: 316.
Triloculina subrotunda (Montagu). Cushman y Wickenden, 1929: 4, pl. 10, figs. 6 a-c; Boltovskoy, 1954: 127, lám. 1, figs. 8, 9 a-c, 10; lám. 2, figs. 11 a-c, 12 a-c;
Miliolinella subrotunda (Montagu). Boltovskoy y Theyer, 1970: 345, lám. 4, fig. 1; Boltovskoy *et al.*, 1980: 39, pl. 21, figs. 11-14; Zapata, 1987: 104, lám. 11, figs. 15-17.

Notorotalia clathrata (Brady, 1884)
(Lám. 2, Fig. 8)
Rotalia clathrata Brady, 1884: 709, lám. 107, figs. 8 y 9; Heron-Allen y Earland, 1932: 433, pl. 16, figs. 1-4; Boltovskoy *et al.*, 1980: 40, pl. 23, figs. 1-3; Zapata, 1987: 109, lám. 12, figs. 13 y 14.

Oolina hexagona (Williamson, 1848)
(Lám. 2, Fig. 9)
Entosolenia squamosa var. *hexagona* Williamson, 1848: 20, lám. 2, fig. 23.
Oolina hexagona (Wiliamson). Boltovskoy y Theyer, 1970: 350, lám. 4, fig. 15; Boltovskoy *et al.*, 1980: 41, pl. 23, figs. 15-17; Zapata, 1987: 111, lám. 12, figs. 17 y 18.

Oolina vilardeboana d'Orbigny, 1839
(Lám. 3, Figs. 2 a y b)
Oolina vilardeboana d'Orbigny, 1839: 19, lám. 5, figs. 4 y 5; Zapata, 1987: 114, lám. 13, figs. 7-9.

Patellina corrugata Williamson, 1858
(Lám. 3, Figs. 3 a y b)
Patellina corrugata Williamson, 1858: 46, lám. 3, figs. 86-89; Brady, 1884: 634, pl. 86, figs. 1-7; Heron-Allen y Earland, 1932: 406, pl. 13, figs. 19-22; Boltovskoy y Theyer, 1970: 350; Zapata, 1987: 116, lám. 13, figs. 13 y 14.

Pullenia subcarinata (d'Orbigny, 1839)
(Lám. 3, Figs. 4-5)
Nonionina subcarinata d'Orbigny, 1839: 28, lám. 5, figs. 23 y 24.
Pullenia subcarinata (d'Orbigny). Heron-Allen y Earland, 1932: 403, lám. 13, figs. 14-18; Boltovskoy y Theyer, 1970: 352, lám. 5, fig. 18; Zapata, 1987: 120, lám. 14, figs. 6 y 7.

Pyrgo ringens (Lamarck, 1804)
(Lám. 3, Fig. 6)
Miliolites (ringens) subglobosa Lamarck, 1804, 5(9): 351, lám. 17, fig. 1.
Biloculina patagonica d'Orbigny. Heron-Allen y Earland, 1932: 311, lám. 6, figs. 4-6.
Pyrgo ringens (Lamarck). Boltovskoy y Theyer, 1970: lám. 4, figs. 16 a y b.

Quinqueloculina seminulum (Linné, 1767)
(Lám. 4, Figs. 1 y 2)
Serpula seminulum Linné, 1767: 1264.
Quinqueloculina araucana d'Orbigny, 1839: 76, lám. 9, figs. 13-15; Gay, 1854: 468.
Quinqueloculina magellanica d'Orbigny, 1839: 77, lám. 9, figs. 19-21.
Miolina seminulum (Linné). Heron-Allen y Earland, 1932: 313, lám. 6, figs. 25-40.
Quinqueloculina seminulum (Linné). Boltovskoy y Theyer, 1970: 353, lám. 4, fig. 18; Zapata y Varela, 1975: 18, lám. 3, fig. 2; Zapata, 1987: 124, lám. 15, figs. 1 y 2.

Trochammina plana Eggers, 1893
(Lám. 4, Fig. 6)
Trochammina plana Eggers, 1893: 264, lám. 5, figs. 19-21, 48-52; Boltovskoy y Theyer, 1970: 362, lám. 5, figs. 19 a y b; Zapata, 1987: 137, lám. 16, figs. 12-14.

Uvigerina bifurcata d'Orbigny, 1839
(Lám. 4, Fig. 5)
Uvigerina bifurcata d'Orbigny, 1839, 5(5): 53, pl. 5, fig. 113; Boltovskoy y Totah, 1987: 44; Zapata, 1987: 140, lám. 17, figs. 4 y 5.

2.1. Análisis cuantitativo

En la Tabla Nº 2 se detallan las frecuencias de cada una de las especies encontradas. El análisis revela un E = 35, 27 % (equitatividad) que representa una dominancia representada principalmente por dos especies: *Cibicides aknerianus* (24,81 %) y *Cribrorotalia meridionalis* (45,08 %).

De las 14 familias determinadas en este estudio, las mejores representadas son Elphidiidae (57,60 %) y Cibicidae (27,07 %) y la más diversa es Ellipsolagenidae con 5 especies: *Oolina hexagona*, *Oolina simplicita* n. sp., *Oolina vilardeboana*, *Fissurina laevigata* y *Fissurina semimarginata*.

DISCUSION

Los resultados obtenidos confirman nuevamente lo insuficientemente estudiado que está nuestro litoral. Así, la foraminiferofauna del litoral chileno requiere que, en el futuro, se realicen muestreos sistemáticos, que permitan ampliar el número de las especies conocidas, sus rangos latitudinales y batimétricos. Esto sin lugar a dudas significará ajustar y corregir los patrones zoogeográficos y ecológicos en forma considerable.

Doce ejemplares han quedado en *Insertae sedis* debido a la escasez de material de comparación.

CONCLUSIONES

1. Se encontró un total de 6.353 foraminíferos distribuidos en 28 especies, pertenecientes a 20 géneros y 14 familias.
2. Una especie es nueva para la ciencia: *Oolina simplicita* n. sp.
3. Tres especies se mencionan por primera vez para aguas chilenas: *Fissurina laevigata*, *Fissurina semimarginata* y *Quinqueloculina patagonica*.
4. A causa del mal estado de conservación y a la escasez de ejemplares y de material de comparación, una especie se determinó solamente hasta nivel genérico: *Lenticulina* sp.

TABLA II. Distribución de frecuencia de foraminíferos bentónicos recientes de la Bahía Scholl.

	FAMILIA	ESPECIES	Ni	%	Nt	%
1	Trochamminidae	*T. plana*	8	0,12	8	0,12
2	Patellinidae	*P. corrugata*	6	0,09	6	0,09
3	Cornuspiridae	*C. involvens*	1	0,01	1	0,01
4	Hauerinidae	*Q. patagonica*	22	0,34		
		Q. seminulum	61	0,96		
		M. subrotunda	2	0,03		
		P. ringens	1	0,01	86	1,35
5	Vaginulinidae	*Lenticulina* sp.	2	0,03	2	0,03
6	Lagenidae	*L. striata*	25	0,39	25	0,39
7	Ellipsolagenidae	*O. hexagona*	10	0,15		
		O. simplicita n. sp.	1	0,01		
		O. vilardeboana	36	0,56		
		F. laevigata	30	0,47		
		F. semimarginata	1	0,01	78	1,23
8	Bolivinidae	*B. punctata*	87	1,37	87	1,37
9	Cassidulinidae	*C. minuta*	444	7,00		
		C. parkerianus	12	0,19	456	7,18
10	Uvigerinidae	*U. bifurcata*	5	0,08	5	0,08
11	Discorbidae	*D. bertheloti*	2	0,03		
		D. peruvianus	40	0,63		
		D. vilardeboanus	159	2,50	201	3,16
12	Cibicidae	*C. aknerianus*	1575	24,81		
		C. dispars	4	0,06		
		C. variabilis	139	2,20	1718	27,07
13	Nonionidae	*P. subcarinata*	6	0,09	6	0,09
14	Elphidiidae	*E. macellum*	791	12,46		
		C. meridionalis	2861	45,08		
		N. clathrata	3	0,04	3655	57,60
		Insertae sedis	12	0,19	12	0,19
		Total	6346	100,00		100,00

5. Dos familias son las más abundantes en cuanto a ejemplares: Elphidiidae (57,60 %), con *Cribrorotalia meridionalis* (45,08 %) y Cibicidae (27,07 %), con *Cibicides aknerianus* (24,81). La familia Ellipsolagenidae es la más diversa con 5 especies.

AGRADECIMIENTOS

La autora agradece al profesor Sr. Hugo I. Moyano G. del Departamento de Zoología de la Universidad de Concepción, por haber cedido tan gentilmente la muestra de sedimento para su estudio y por intermedio de él, al Proyecto Bryozoa FONDECYT Nº 0616/89 el cual permitió la toma de fotografías al Microscopio Electrónico.

BIBLIOGRAFIA

BANDY, O. y K. RODOLFO. 1964. Distribution of Foraminifera and sediments. Perú trench area. Deep-Sea Research, 11: 817-873.

BOLTOVSKOY, E. 1954. Foraminíferos del Golfo San Jorge. Instituto Nacional de Investigación de las Ciencias Naturales. Ciencias Geológicas, 3(3): 79-228.

BOLTOVSKOY, E. 1976. Distribution of Recent Foraminifera of the South America Region. En: Foraminifera, R. H. and C. G. Adams (eds.), Academic Press, London, 2: 171-236.

BOLTOVSKOY, E. y F. THEYER. 1970. Foraminíferos recientes de Chile Central. Revista del Instituto Nacional de Investigación de las Ciencias Naturales, Hidrología, 2(9): 279-380.

BOLTOVSKOY, E., G. GUISANI, S. WATANABE y R. WRIGHT. 1980. Atlas of benthic shelf foraminifera of the South-West Atlantic. Dr. Junk bv. Publish, The Hague: 1-147.

BOLTOVSKOY, E. y V. TOTAH. 1987. Relación entre masas de agua y foraminíferos bentónicos en el Pacífico Sudoriental. Phisys, Secc. A, 45(109): 37-46.

BRADY, H. 1884. Report on the foraminifera dredged by H. M. S. "Challenger" during the years 1873-1876. Challenger Report, Zoology, 9: 1-814.

CUSHMAN, J. 1922. Shallow-water foraminifera of the Tortugas Region. Carnegie Institute Publications, 311: 1-85.

CUSHMAN, J. 1931. The foraminifera of the Atlantic Ocean. pt. 1-8. U. S. Nat. Mus. Bull., 104: 1-1064, tab. 1- 200.

CUSHMAN, J. 1933. Some new recent foraminifera from the Tropical Pacific. Cushman Foundation of Foraminiferal Research Contribution, 9: 77-95.

CUSHMAN, J. y B. KELLET. 1929. Recent foraminifera from the west coast of South America. U. S. Nat. Mus., Proceeding, 75(25): 1-16.

CUSHMAN J. y R. WICKENDEN. 1929. Recent foraminifera from off Juan Fernandez Islands. U. S. Nat. Mus., Proceeding, 75(9): 1-16.

CUSHMAN, J. y PARKER. 1931. Foraminifera from the Atlantic coast of South America. Proc. U. S. Nat. Mus., 80(3): 1-24, tab. 1-4, Washington.

DECROUEZ, D. 1989. Generic ranges of Foraminiferida. Revue de Paleobiologie, 8(1): 263-321.

EGGER, I. 1893. Foraminiferen aus Meeresgrundproben gelothet von 1874-1876 von S. M. Sch. "Gazelle". Abhandl. K. Akad. Wiss., 18: 195-458.

FICHTELL, L. y J. MOLL. 1798. Testacea microscopica allaique minuta ex generibus *Argonata* et *Nautilus* ed naturam delineata et descripta. Wien: 1-123.

GAY, C. 1854. Historia física y política de Chile. 8: 457-468.

HERON-ALLEN, E. y A. EARLAND. 1932. Foraminifera. Pt. 1. The ice-free area of the Falkland Islands and adjacent seas. Discovery Report, 4: 291-460.

LAMARCK, J. 1804. Suite des mémoires sur les fossiles des environs de Paris. Annales de Museums, 5: 179-180, 237-245, 349-357.

LINNÉ, C. 1767. Systema Naturae, sive regna tria naturae. Systematica proposita por classes, ordines, genera et species. Ed. 12 Stockholm.

LOEBLICH, A. y H. TAPPAN. 1964. *In*: Treatise on invertebrate paleontology (ed. R. C. Moore). Pt. C. Protista 2, Sarcodina (Chiefly "Thecamoebians" and Foraminifera). Geological Society of America, University of Kansas: 1-900.

LOEBLICH, A. y H. TAPPAN. 1974. Recent advances in the classification of the Foraminiferida. *In*: R. H. Hedley and C. G. Adams (eds.). Foraminifera, 1: 1-53, Academic Press, London.

LOEBLICH, A. y H. TAPPAN. 1988. Foraminiferal genera and their classifications. Van Nostrand Reinhold Co. New York. Text-vol: 970, Pl.-vol: 212 p + 847.

MARTINOTTI, A. 1920. Foraminiferi della Spiaggia de Tripoli. Atti Soc. Ital. Sci. Nat., 59: 249-334, text fig. 1-176, tab. 10(1)-13(4). Milano.

MONFORT, D. 1808. Conchologie systematique et classification méthodique des coquilles. 1: 1-876. Paris.

MONTAGU, G. 1803. Testacea Britannica or natural history of British shells, marine, land and fresh-water. Hollis, Romsey: 1-606.

ORBIGNY, A. D'. 1826. Tableau méthodique de la classe des céphalopodes, 3-me Ordre, Foraminiferes. Annals of Science Natural, 7: 245-314.

ORBIGNY, A. D'. 1839. Voyage dans l'Amerique Méridionale. Foraminiferes. 5(5) 1-86 (Atlas 9, 1847). Paris.

ORBIGNY, A. D'. 1846. Foraminiferes fossiles du bassin tertiaire de Vienne: 1-312. Paris

REUSS, A. 1850. Neue Foraminiferen aus den Schichten des osterreichischen Tertiarbeckens. Deutsche Akademie der Wissenschaften Wien, 1: 365-390.

REUSS, A. 1870. Die Foraminiferen des Septarien-Thones von Pietzpuhl. S. B. Akad. Wiss. Wien, 62: 455-493.

RHUMBLER, L. 1903-1904. Systematische Zusammenstellung der rezenten Reticulosa (nuda & Foraminifera). Arch. Protist., 3: 181-294.

SCHLICHT. 1870. Die Foraminiferen des Septarienthones von Pietzpuhl, tab. 1-38, Berlin.

WILLIAMSON, W. 1848. On the recent British species of the genus *Lagena. Annals and Magazine of Natural History, 2(1): 1-20.*

WILLIAMSON, W. 1858. On the recent foraminifera of Great Britain. Royal Society of London: 1- 100.

Zapata, J., 1987. Los foraminíferos bentónicos recientes de Chile Austral. Tesis para optar al grado de Magister en Ciencias Mención Zoología. Universidad de Concepción (inédita): 1- 175, 17 láms.

ZAPATA, J. y ALARCÓN. 1988. Foraminíferos bentónicos del Estrecho de Magallanes (52°33'S; 69°54'W). Chile. Rev. Biota 4: 17- 29.

ZAPATA, J. y R. CASTILLO. 1986. Tanatocenosis de foraminíferos planctónicos sedimentados en Bahía Cumberland (33°41'S; 78°50'W). Chile, Rev. Biota, 2: 51-63.

ZAPATA, A Y S. VARELA., 1975. Foraminíferos litorales recientes de la Bahía Maullín (41°37'S; 73°40'W), Chile. Revista Ciencia y Naturaleza, Ecuador, 16(1): 14-24.

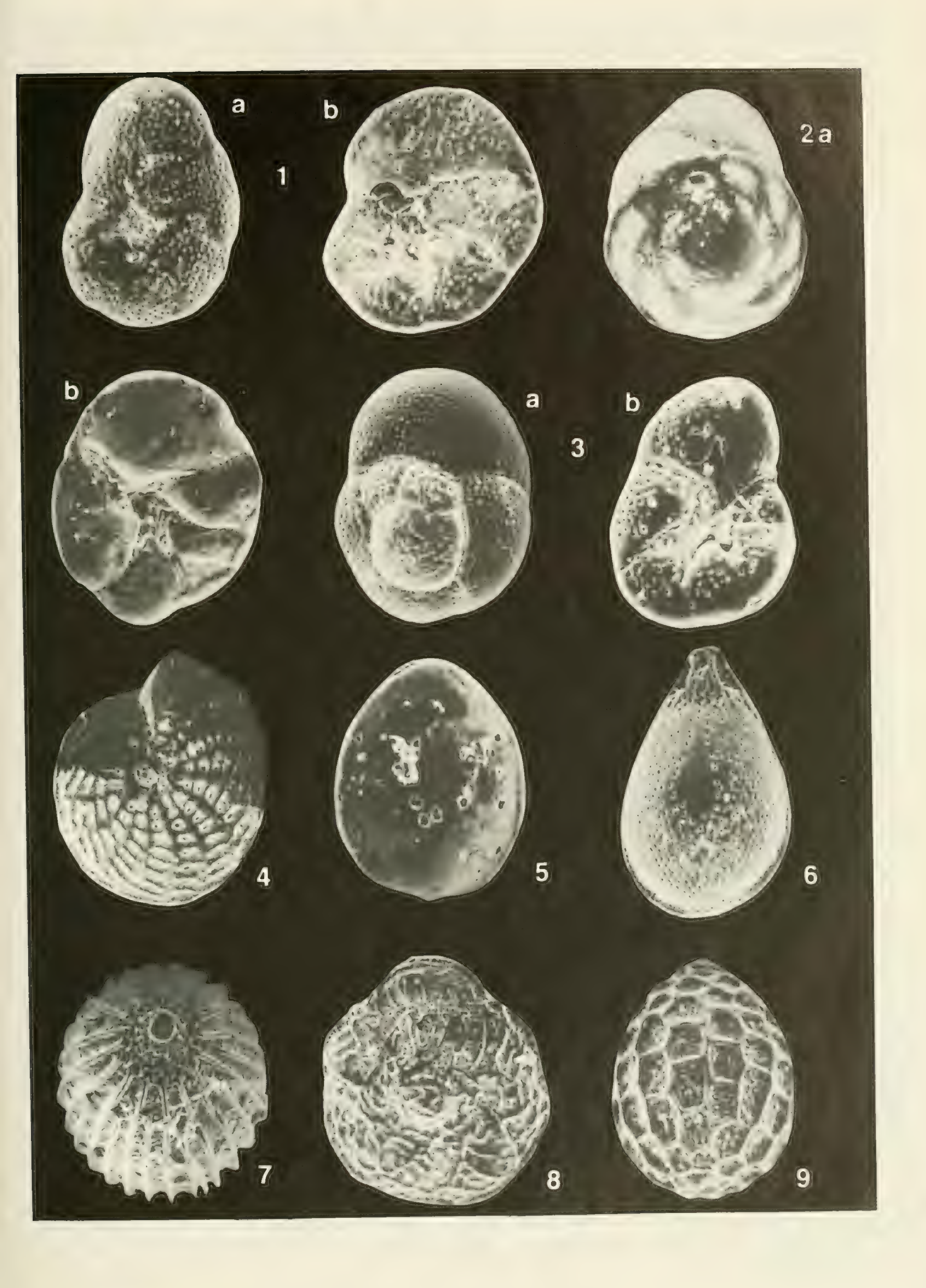
LAMINA 1

FIG. 1. *Bolivina punctata x 300.* FIG. 2A. *Cassidulina minuta* x 150. FIG. 2b. *Cassidulina minuta* x 150. FIG. 3a. *Cassidulinoides parkerianus* x 150. FIG. 3b. *Cassidulinoides parkerianus* x 220. FIG. 4a. *Cibicides aknerianus* x 96, lado espiral. FIG. 4b. *Cibicides aknerianus* x 150, lado umbilical. FIG. 5. *Cibicides dispars* x 220, lado espiral. FIG. 6a. *Cibicides variabilis* x 130, lado espiral. FIG. 6b. *Cibicides variabilis* x 80, lado umbilical. FIG. 7. *Cyclogyra involvens* x 260. FIG. 8a. *Cribrorotalia meridionalis* x 70, lado espiral. FIG. 8b. *Cribrorotalia meridionalis* x 80, lado umbilical.


1
a
b
2
a
b
3
a
b
4
5
a
b
6
7
a
b
8

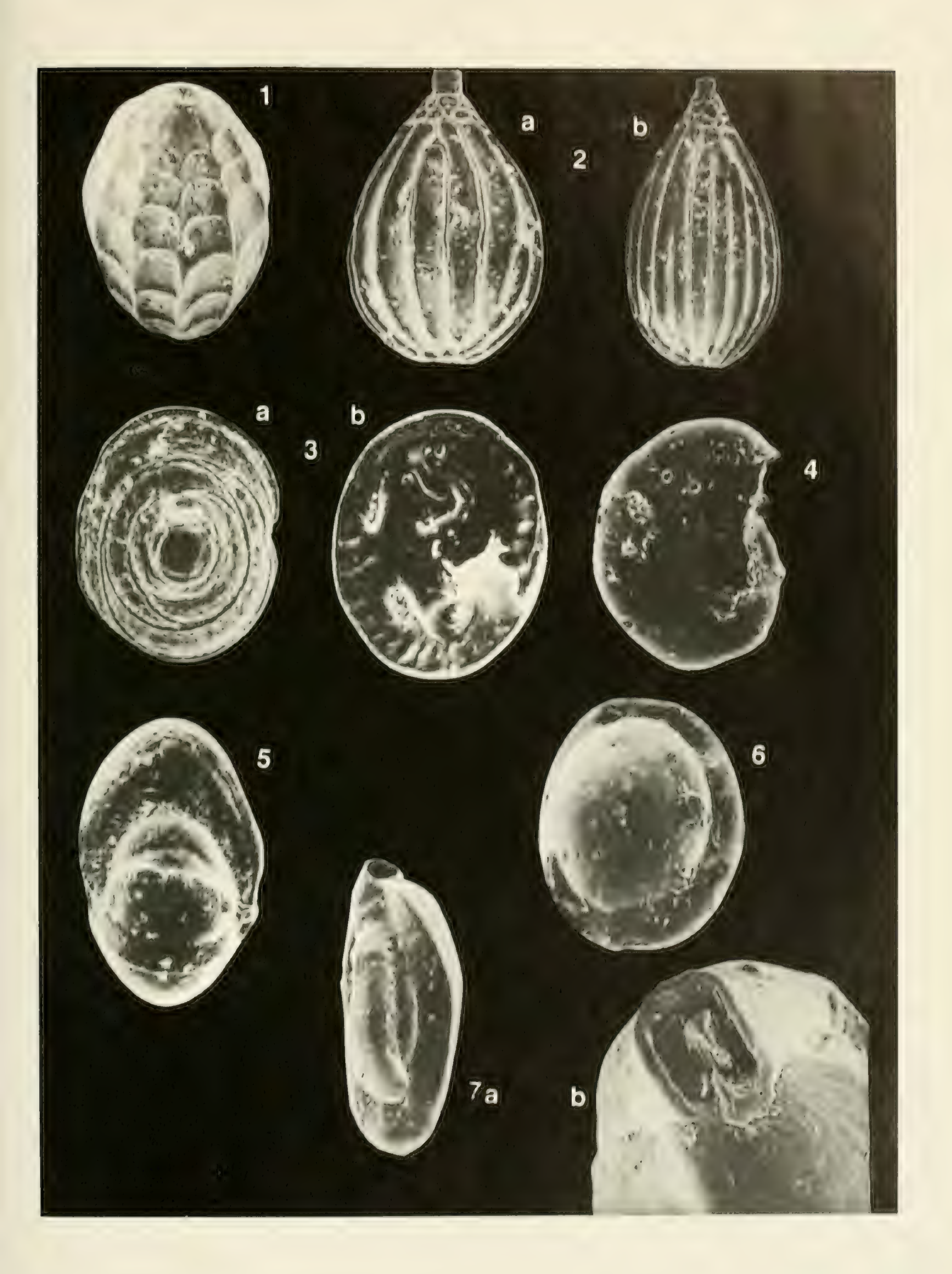
LAMINA 2

Fig. 1a. *Discorbis bertheloti* x 260, lado espiral. Fig. 1b. *Discorbis bertheloti* x 200, lado umbilical. Fig. 2a. *Discorbis peruvianus* x 160, lado espiral. Fig. 2b. *Discorbis peruvianus* x 170, lado umbilical. Fig. 3a. *Discorbis vilardeboanus* x 260, lado espiral. Fig. 3b. *Discorbis vilardeboanus* x 260, lado umbilical. Fig. 4. *Elphidium macellum* x 960. Fig. 5. *Fissurina laevigata* x 220. Fig. 6. *Fissurina semimarginata* x 280. Fig. 7. *Lagena striata* 260, vista apertural. Fig. 8. *Notorotalia clathrata* x 150, lado espiral. Fig. 9. *Oolina hexagona* x 300.


a
b
1
2 a
b
a
3
b
4
5
6
7
8
9

LAMINA 3

Fig. 1. *Oolina simplicita* n. sp. x 270. Fig. 2a. *Oolina vilardeboana* x 300. Fig. 2b. *Oolina vilardeboana* x 300. Fig. 3a. *Patellina corrugata* x 260, lado espiral. Fig. 3b. *Patellina corrugata* x 340, lado umbilical. Fig. 4. *Pullenia subcarinata* x 140. Fig. 5. *Pullenia subcarinata* x 130, vista lateral. Fig. 6. *Pyrgo ringens* x 60. Fig. 7a. *Quinqueloculina patagonica* x 80. Fig. 7b. *Quinqueloculina patagonica* x 300, vista apertural.


1
a
b
2
a
b
3
4
5
6
7a
b

LAMINA 4

Fig. 1. *Quinqueloculina seminulum* x 70. Fig. 2. *Quinqueloculina seminulum* x 200, vista apertural. Fig. 3. *Lenticulina* sp. x 80. Fig. 4. *Miliolinella subrotunda* x 200. Fig. 5. *Uvigerina bifurcata* x 130. Fig. 6. *Trochammina plana* x 200.


1
2
3
4
5
6

Gayana Zool. 57 (1): 77-88, 1993 ISSN 0016-531X

ICTIOLOGIA DEL ALTO BIOBIO: ASPECTOS TAXONOMICOS, ALIMENTARIOS, REPRODUCTIVOS Y ECOLOGICOS CON UNA DISCUSION SOBRE LA HOYA[1]

ICHTHYOLOGY OF THE HIGH BIOBIO RIVER SYSTEM: SOME TAXONOMICAL, ALIMENTARY, REPRODUCTIVE AND ECOLOGICAL ASPECTS AND A DISCUSSION ON THE RIVER BASIN

Víctor H. Ruiz R.*, María Teresa López**
Hugo I. Moyano G.*, Margarita Marchant***

RESUMEN

Se describe la ictiofauna del Alto Biobío y de sus tributarios sobre la base de observaciones de terreno y de 273 especímenes capturados durante los años 1988, 1989 y 1990 en 10 estaciones entre los 37°40'S y los 38°48'S. Se capturaron ocho especies nativas: *Aplochiton zebra*, *Basilichthys australis*, *Bullockia maldonadoi*, *Cheirodon galusdae*, *Diplomystes nahuelbutaensis*, *Percichthys trucha*, *Percilia irwini*, *Trichomycterus areolatus* y dos exóticas: *Oncorhynchus mykiss* y *Salmo trutta*, lo que representa un 34% de la ictiofauna total del Biobío.
Las especies dominantes en los muestreos fueron las nativas *T. areolatus* y *P. trucha* y las introducidas *O. mykiss* y *S. trutta*. Los machos fueron más dominantes que las hembras en todas las especies, alcanzando el 100% en *S. trutta* y ninguna presentó ejemplares completamente maduros. El espectro trófico más amplio pertenece a *O. mykiss* (11 ítemes) seguido de *P. trucha* (9 ítemes) y el menor a *T. areolatus* (5 ítemes); el ítem alimentario más importante es el de los quironómidos, seguido de plecópteros y aéglidos.
Se discute la ictiofauna del río en sus aspectos bióticos y en términos de su abundancia, distribución, vulnerabilidad frente a agentes naturales y antrópicos como urbanización, contaminación y la futura construcción de represas.

PALABRAS CLAVES: Ictiología, Biodiversidad, Distribución, Ecología, Alto Biobío.

ABSTRACT

The distribution of fishes within the High Biobio river system is described from field observations and from 273 specimens. Eight species: *Aplochiton zebra*, *Basilichthys australis*, *Bullockia maldonadoi*, *Cheirodon galusdae*, *Diplomystes nahuelbutaensis*, *Percichthys trucha*, *Percilia irwini*, *Trichomycterus areolatus* are native to the system and two are exotic: *Oncorhynchus mykiss* and *Salmo trutta*. This number represents 34% of the whole ichthyofauna.
The ichthyofauna plus the its reproductive, trophic, adaptational and distributional aspects is analyzed in the frame of a vulnerable High Biobio river system in terms of habitat destruction, urbanization, introduced species and present and future dam building. The potential threats to the fishes of the system are discussed.

KEYWORDS: Ichthyology, Biodiversity, Distribution, Ecology, High Biobio River.

INTRODUCCION

La hoya hidrográfica del Biobío (36°43' - 38°55'S; 70° 49'-73°10'W) con una superficie de 24.029 km^2 es uno de los dos polos interactuantes naturales de desarrollo de la VIII Región por su implicancia en la generación de energía hidroeléctrica, por el alto valor agropecuario y forestal de

[1] Proyecto 20.37.17 de la Dirección de Investigación de la U. de Concepción.
* Departamento de Zoología, U. de Concepción ; casilla 2407, Concepción.
** Departamento de Oceanología, U. de Concepción; Casilla 2407, Concepción.
***Departamento Ciencias de la Tierra, U. de Concepción; Casilla 3c, Concepción.

sus suelos, por el uso de sus aguas para riego y consumos doméstico e industrial, y por ser el medio de vida de vastas poblaciones de invertebrados y vertebrados acuáticos. A pesar de ello, este sistema es aún bastante desconocido en términos tanto bióticos como abióticos, no obstante que algunos grupos zoológicos como el de los peces sea de alto interés sistemático, deportivo e industrial. El otro polo es el Golfo de Arauco y áreas marinas adyacentes hacia el norte y sur, sobre los que el río influye con su carga de sedimentos que probablemente determinan su alta productividad pesquera (Observaciones de los autores).

Entre los diversos trabajos ícticos de nivel nacional como los de Eigenman, 1910, 1927; Golusda, 1927; Oliver, 1949; Mann, 1954; De Buen, 1955, 1958, 1959; Fischer, 1962, 1963; Campos 1969, 1970, 1973, 1984, 1985; Dazarola, 1972; Arratia, 1983, 1987; Arratia *et al.* 1978, 1981; Huaquín, 1979; Wetzlar, 1979; Arratia y Menu Marque, 1981; Vila y Soto, 1981; Pequeño, 1981; Campos *et al.*, 1984; Neira, 1984; Manríquez *et al.*, 1988 y Gajardo 1988, poco es lo que atañe directamente a la ictiofauna del río Biobío. No obstante, los trabajos de Fischer, 1963, Duarte *et al.* 1971; Arratia y Menu Marque, 1981; Arratia, 1983, 1987; Huaquín *et al.* 1984; Manríquez *et al.*, 1984; Lederman y Pichott, 1984; Campos, 1985; Artigas *et al.* 1985 y Ruiz, 1988, al dar especial énfasis ecológico a estudios ictiológicos chilenos, se constituyen en modelos aplicables a la ictiofauna del Biobío.

En lo que a la fauna íctica del Biobío en particular se refiere, Stuardo, 1988, resume lo conocido basándose en Oliver-Schneider (1949) y Fischer (1963), reconociendo sólo algunas especies, pero sosteniendo que la diversidad es alta. Por otra parte hay que señalar que hace unos 30 años se introdujo masivamente en su hoya alevines de salmónidos criados en la Piscicultura de Polcura sita en uno de los tributarios del río Laja, principal afluente del Biobío. Y como es usual, nunca se evaluó esta introducción, desconociéndose sus efectos sobre la fauna nativa.

En vista de la situación antes señalada se planeó esta investigación para conocer: a) la diversidad real de la ictiofauna del Alto Biobío, b) delimitar su distribución y densidad y c) caracterizar la mayoría de sus especies en términos de longitud, madurez gonádica y espectro trófico.



FIG. 1. Sectores alto, medio y bajo del río Biobío (según Sánchez y Muñoz, 1988) y localidades de captura. Escala 1:250.000.

MATERIALES Y METODOS

Después de un recorrido exploratorio del Alto Biobío, se realizaron tres prospecciones entre 1988 y 1990 en los siguientes lugares cuyos números son los mismos consignados en el mapa de la figura 1.

1. Rañilhueno (37°40'S; 71°50'W)
2. Queuco. (Desembocadura del río Queuco en el Biobío). (37°49'S; 71°51'W)
5. Ralco (38°02'S; 71°20'W)
4. Pangue (37°53'S; 71°38'W)
6. El Saltillo (entre Ralco y Lepoy) (37°55'S; 71°34'W)
3. Balseadero Callaqui (37°50'S; 71°40'W)
7. Lomín(38°05'S; 71°23'W)
8. La Junta. (Desembocadura río Lonquimay en el Biobío). (38°26'S; 71°14'W)
9. Lago Galletué (38°42'S; 71°16'W)
10. Lago Icalma (38°48'S; 71°16'W)

En estos lugares se utilizó como artes de pesca chinguillos, línea manejada a mano, espineles y una pequeña red de copo de 10 m de largo, 1,5 m de alto y 0,7 cm de abertura de malla. Los peces capturados fueron medidos, pesados e inyectados con formalina al 10%. Parte de la muestra se evisceró antes de la fijación para obtener el peso de sus estómagos llenos y vacíos.

En el laboratorio los peces fueron separados y determinados taxonómicamente. Se determinó el peso del contenido gástrico por diferencia de pesada entre los estómagos llenos y vacíos. Se averiguó la composición (ítemes) del contenido estomacal usando una lupa estereoscópica, determinando número y frecuencia de los ítemes. También se calculó el indice de capacidad estomacal (ICE) (Wetzlar, 1979) mediante la relación :

$$ICE = \frac{\text{Peso contenido estomacal}}{\text{Peso total del pez}}$$

$$Q = \%\text{composición} \times \%\text{frecuencia numérica}$$

El aporte relativo de cada ítem a la alimentación de los peces se obtuvo del cálculo del coeficiente alimentario numérico (Q) (Hureau, 1970), con la siguiente calificación cuantitativa:

$Q < 20$ = ítemes terciarios
$Q > 21\text{-}200$ = secundarios
$Q > 201\text{-}10.000$ = primarios

Tabla I. Estados de madurez gonádica.

Estados	Testículo	Ovario	Huevos	Tamaño gónada
I: Virgen	transparente	transparente	Invisibles	pequeños
II: Virgen madurando	Tranparente gris a rojo	transparente gris a rojo	Visibles con aumento	pequeños
III: En desarrollo A	Blanco-rojizo	anaranjado-rojizo	Discernibles y opacos.	1/2 cavidad abdominal
IV: En desarrollo B	Opaco-rojizo con capilares sanguíneos	Opaco-rojizo con capilares sanguíneos	Visibles como gránulos blanquecinos	2/3 cavidad abdominal
V: Gravidez	Blancos, gotean "leche" o ésta sale por presión	-	Redondos, muchos translúcidos y maduros	Gónadas llenan cavidad ventral
VI: En desove	Contenido sale con poca presión	-	Mayoría de los huevos translúcidos	-
VII: Vaciándose	-	-	Sin huevos opacos	-
VIII: Reposo	Rojizo y vacío	Rojizo y vacío	Algunos huevos en reabsorción.	-

El índice de importancia numérico (IIN) de cada ítem se calculó mediante la fórmula de Windell (1968):

$$IIN = \sqrt{Q}$$

El estado de maduración de la gónada fue estimado mediante la siguiente pauta (Tabla I):

RESULTADOS

A. Composición específica:

A diez alcanza el número de especies de Osteichthyes encontradas dentro de los 273 ejemplares capturados en el Alto Biobío durante los años 1988-1990, (Tabla II). De éstas ocho son nativas y dos introducidas: *O. mykiss* y *S. trutta*. De las nativas, dos: *D. nahuelbutaensis*, y *P. irwini* han sido consideradas a nivel nacional en la categoría de "en peligro" y las restantes en la de "vulnerables" (Glade, 1988).

Las especies dominantes en los muestreos con sus respectivos porcentajes son: *T. areolatus* (31,5%), *P. trucha* (28,57%), *O. mykiss* (17,58%) y *S. trutta* (10,26%).

De las localidades muestreadas, Lonquimay, en la confluencia de este río con el Biobío, es la que produjo el mayor rendimiento numérico con 86 ejemplares capturados de los que 70 correspondieron sólo a *T. areolatus*. A esta localidad siguió Rañilhueno con 61 peces de cinco especies pero cualitativamente diferente por el predominio de ambas truchas: *P. trucha* (nativa) y *O. mykiss* (introducida). La mayor diversidad específica se alcanzó en Callaqui, 7 especies, y la menor en el Saltillo con sólo una.

B. Aspectos reproductivos:

Ninguno de los ejemplares analizados presentaba gónadas completamente maduras (Tabla III).

Los estados más avanzados se observaron en *D. nahuelbutaensis* y *O. mykiss*. En esta última las hembras de 20 cm de longitud estaban en estado I-II y las de 27 cm en estado III-IV; los machos de hasta 20 cm estaban en estado I-II mientras que los de 29 cm estaban en estado IV.

En la proporción sexual llama la atención el predominio de los machos sobre las hembras en todas las especies encontradas, dentro de las que en *S. trutta* sólo se capturaron machos (Tabla II).

TABLA II. Peces - especies y número de individuos por localidad - recolectados en el Alto Biobío.

Especies	Localidades										Tot	%
	Ra	Qe	Ca	Pa	Rl	Sa	Lo	Lq	Ga	Ic		
Cheirodon galusdae	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	2	0,7
Diplomystes nahuelbutaensis	8	-	1	-	-	-	-	-	-	-	9	3,3
Bullockia maldonadoi	-	-	2	-	-	-	1	5	-	-	8	2,9
Trichomycterus areolatus	4	-	1	-	7	-	3	70	1	-	86	31,5
Aplochiton zebra	-	-	-	-	-	-	-	-	3	2	5	1,8
Percichthys trucha	23	2	1	-	30	-	-	7	7	8	78	28,6
Percilia irwini	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1	0,4
Basilichthys australis	-	1	-	5	1	-	-	-	1	-	8	2,9
Oncorhynchus mykiss	19	1	3	3	2	1	2	2	8	7	48	17,6
Salmo trutta	7	2	4	-	1	-	2	1	5	6	28	10,3
	61	6	14	8	41	1	8	86	25	23	273	100

Localidades: Ra = Rañilhueno; Qe = Queuco; Ca = Balseadero Callaqui; Pa = Pangue; Rl = Ralco; Sa = El Saltillo; Lo = Río Lomín; Lq = confluencia lonquimay y Biobío; Ga = lago Galletué; Ic = Lago Icalma.

C. Aspectos tróficos:

Los más altos índices de capacidad estomacal pertenecen a *O. mykiss* y *T. areolatus* con un ICE de 10%, mientras que en *P. trucha* no pasa del 3,7%.

En cuanto a la diversidad de presas consumidas por las especies estudiadas se constata que para *P. trucha* los dípteros Chironomidae constituyen un ítem primario con un IIN de 97, al que le siguen insectos del orden y de las familias Plecoptera, Culicidae, Ditiscidae y del crustáceo decápodo del género *Aegla*. Para *D. nahuelbutaensis* los ítemes primarios están integrados por *Aegla*, Chironomidae, Plecoptera y Culicidae, constituyéndose en un ítem secundario los insectos del orden Ephemeroptera. En *T. areolatus* el ítem más importante es Chironomidae con un IIN de 76, al que siguen Ephemeroptera y Culicidae.

Para *O. mykiss* los Chironomidae hacen el ítem primario más importante (IIN = 58), seguido de *Aegla* (IIN=48) y de Plecoptera (IIN=34); sin embargo, para esta especie introducida los peces autóctonos *P. trucha* y *T. areolatus* forman un ítem terciario importante. En la alimentación de la otra especie introducida, *Salmo trutta*, los Chironomidae vuelven a ser el ítem de mayor importancia (IIN=61) seguido de Plecoptera (IIN=35), *Aegla* y de gastrópodos del género *Chilina*.

El espectro trófico más amplio pertenece a *O. mykiss* con 11 diferentes ítemes seguido de *P. trucha* y *S. trutta* con nueve cada uno y el más reducido a *T. areolatus* con sólo cinco. Para todas las especies el ítem alimentario principal está constituido por los quironómidos seguido por los plecópteros y las pancoras de agua dulce (*Aegla* sp.).

D. Distribución y hábitat:

En las áreas estudiadas, los juveniles se encontraban cerca de la orilla entre la vegetación o entre los espacios muertos que quedan entre las rocas en áreas con gran cantidad de bolones. Los Siluriformes son los que mejor se adaptan a este tipo de hábitat pudiéndo enterrarse cuando el sustrato está constituido por arena fina y gruesa. La perca-trucha, las truchas salmonídeas y los pejerreyes adultos se distribuyen por el curso principal del río acercándose las primeras al atardecer y al alba en busca de los remansos que le ofrecen una mayor oferta alimentaria.

Las especies de más amplia distribución en la hoya del Biobío son las introducidas *O. mykiss* y *S. trutta*.

APRECIACION BIOTICA Y ABIOTICA DE LA HOYA:

DISCUSION Y CONCLUSIONES

I. Conocimiento de las comunidades biológicas

El resumen que supone la Tabla V indica que los conocimientos de la biota acuática (Parra *et al.* 1977, 1982 a, b, c, 1983 a, b; Dellarossa *et al.*, 1976; Rivera y Arcos, 1975; Rivera *et al.*, 1982; Ruiz, 1988; Artigas *et al.*, 1975) es limitado variando desde cero en toda la extensión del río para el caso del perifiton a razonablemente conocido para el caso de los peces del sistema. Lo mejor conocido es el plancton de las lagunas próximas a su desembocadura.

II. Los peces del Alto Biobío y los de todo el sistema

En la Tabla VI se han listado todos los peces conocidos para el sistema hidrográfico del Biobío, desde su desembocadura en la parte norte del Golfo de Arauco (localidad 1) pasando por su zona potamal s. l. (localidades 2-7), su zona reitral (localidades 8-15) hasta su área de origen (localidades 16 y 17). El total de especies que alcanza a 29 es tres y media veces mayor que el de 8 señalado por Stuardo (1988). Este número que incluye 25 especies nativas y 4 introducidas, equivale a un 50% de las 36 especies nativas y 22 exóticas (58) señaladas para todo Chile por Arratia *et al.*, 1981. Sin embargo la relación de especies nativas versus introducidas (6,25:1) es muy diferente en el Biobío respecto de la proporción (1,64:1) que resulta de los valores generales de Arratia *et al.* (op. cit.), lo que significa que en el Biobío predominan grandemente las especies nativas.

La diversidad es mayor en la desembocadura con trece especies, algunas de ellas netamente marinas como *Trachurus murphyi* y otras capaces de moverse en ambientes de salinidad variable como *Mugil cephalus* y *Eleginops maclovinus* por ejem-

TABLA III. Estado de madurez y proporción sexual de peces del Alto Biobío.

Especies	Estados de madurez	%	Sexo	Fecha
D. nahuelbutaensis	VI	75	macho	Febr/Abr.
D. nahuelbutaensis	IV-V	25	hembra	Febr/Abr.
T. areolatus	III	75	macho	Febrero
T. areolatus	III	25	hembra	Febrero
P. trucha	I-II	84,6	macho	Febrero
P. trucha	I-II	15,4	hembra	Febrero
O. mykiss	I-IV	70	macho	Febr/Abr.
O. mykiss	I-IV	30	hembra	Febr/Abr.
S. trutta	I	100	machos	Febr/Abr.

TABLA IV. Coeficiente alimentario (**Q**), índice de importancia numérica (**IIN**) y su valor proporcional (**P**, **S**, **T**) para cinco especies de peces del Alto Biobío.

	Especies de peces				
	P. trucha	*D. nahuelbu.*	*T. areolatus*	*O. mykiss*	*S. trutta*
Itemes / Indices	Q/IIN /CI	Q/IIN /CI	Q/IIN /CI	Q/IIN /CI	Q/IIN /CI
Chironomidae	9.360/97/P	1.784/42/P	5.777/76/P	3.307/58/P	3.731/61/P
Ephemeroptera	13/4/T	141/12/S	2.452/50/P	68/08/S	147/13/S
Plecoptera	347/19/S	986/31/P	-	1.333/34/P	1.249/35/P
Culicidae	49/7/S	610/25/P	784/28/P	90/10/S	32/6/S
Ditiscidae	24/5/S	-	-	-	-
T. areolatus	0,3/0,5/T	-	-	17/4/E	-
Aegla sp.	21/5/S	1.690/41/P	-	2.307/48/P	869/30/P
Trichoptera	10/3/T	-	74/ 9/ S	38/6/S	8/3/T
Lepidoptera (larvas)	0,3/0,5/T	-	-	-	-
Huevos s/ident.	-	235/15/P	-	-	-
Aeshnidae	-	-	167/13/S	-	-
Tenebrionidae	-	-	-	4/2/T	-
Curculionidae	-	-	-	4/2/T	-
Formicidae	-	-	-	68/8/S	-
P. trucha	-	-	-	17/4/T	-
Chilina	-	-	-	-	514/23/P
Hymenoptera	-	-	-	-	48/7/S
Empididae	-	-	-	-	32/6/S
Especies	*P. trucha*	*D. nahuelbu*	*T. areolatus*	*O. mykiss*	*S. trutta*
Nº de ítemes	9	6	5	11	9

Valor proporcional de los ítemes: P = primario; **S** = secundario; **T** = terciario.

plo. Considerando todas las localidades se advierte en general que la diversidad aumenta desde la unión del río Laja con el Biobío (localidad 6 hasta la desembocadura). Una explicación probable está en el mayor gasto del río en esa zona, su mayor anchura y menor velocidad. A esto se contrapone sin embargo la contaminación que se supone afecta principalmente a esta zona por los efluentes de varios pueblos y ciudades (Laja, Los Angeles, Nacimiento, Santa Juana, Hualqui, Chiguayante y Concepción) y de industrias productoras de celulosa (Laja, Nacimiento, San Pedro) y que actuaría negativamente contra la diversidad íctica.

El área superior del río, motivo de este trabajo, muestra una diversidad menor con un máximo de 7 especies en el Balseadero Callaqui, seguidas por Lonquimay y Galletué con 6 especies cada una, de las que 2 especies en cada localidad corresponden a las introducidas: *O. mykiss* y *S. trutta*. Esta menor diversidad estaría relacionada con el menor tamaño del río y su mayor velocidad. El que en los lagos Galletué (6 spp.) e Icalma (4 spp.) existan tan pocas especies probablemente esté relacionado con su oligotrofía.

Los valores de diversidad y densidad (cantidad de peces obtenidos en un área de muestreo) pueden no corresponder a la realidad teniendo en cuenta los artes de pesca empleados, que pueden ser responsables de la obtención de pocos especímenes y de pequeño tamaño. Por otra parte, la abundancia y distribución de algunas especies varía estacionalmente, por lo que éstas podrían variar si se hubiera hecho más estaciones, en meses diferentes y con otras artes de pesca. Con todo, las tres temporadas muestreadas, cuyos resultados se exponen aquí, deben haberse traducido en una información bastante aproximada a la realidad de la diversidad y distribución de los peces en el Alto Biobío.

III. Estado actual y futuro de la hoya del Biobío y la vulnerabilidad de su ictiofauna frente a agentes naturales y antrópicos

a. Erosión y partículas en suspensión

Aunque uno de los sectores menos intervenidos de la hoya sea el Alto Biobío, ésta se ve afectada por la erosión natural resultante del deshielo principalmente en los volcanes Lonquimay, Copahue y Callaqui y por la erosión de origen antrópico derivada de la intensa tala de bosques y del sobrepastoreo. Como ejemplo de la primera está la "leche glacial" que reciben algunos de los afluentes del Biobío, que se traduce en una gran cantidad de partículas en suspensión que alteran el color natural de las aguas dado por pigmentos orgánicos de gran peso molecular que son parte de las fracciones más solubles del humus y cuya intensidad de coloración puede variar con la acidez del medio (Branco, 1984). Otro ejemplo dra-

TABLA V. Estado del conocimiento de las comunidades biológicas en la hoya del Biobío.

Zonas (*)	Alto Biobío			Medio Biobío			Bajo Biobío			
Subzonas	La1	Tr	Cp	La2	Tr	Cp	La3	Tr	Cp	Es
Comunidades										
Bentos	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1
Plancton	0	0	0	0	0	0	2	0	0	1
Ictiofauna	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Vegetación litoral	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Perifiton	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Microbiota	0	0	0	1	1	1	1	1	1	0

Zonas(*) sensu Sánchez y Muñoz, 1988.
Alto Biobío = Lagos Galletué e Icalma hasta 37°45'S; 72°18'W
Medio Biobío = desde 37°45'S; 72°12'W hasta 37°20'S; 72°40'W.
Bajo Biobío = 37°20'S; 72°40'W hasta desembocadura en Golfo de Arauco.
Subzonas: **La1** = lagunas de Galletué e Icalma; **La2** = Lago Laja; **La3** = lagunas urbanas de Concepción; **Tr** = tributarios; **Cp** = curso principal; **Es** = estuario.
Tipo de conocimiento: **0** = no estudiado; **1** = medianamente conocido; **2** = existen buenos antecedentes.

TABLA VI. Peces registrados en el Biobío hasta el presente estudio.

Especies/localidades	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	T
Aplochiton zebra	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	E	E	2
Austromenidia laticlavia	S, E	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Basilichthys australis	-	-	x	-	x	x	x	E	-	E	-	E	x	-	-	E	-	9
Brachygalaxias bullocki	-	-	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
Bullockia maldonadoi	-	-	-	x	x	-	x	-	-	-	E	-	-	E	E	-	-	6
Cauque debueni	S	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Cauque mauleanum	-	x	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
Cheirodon galusdae	-	x	x	x	x	x	-	-	-	-	E	-	-	-	-	-	-	6
Chromis crusma	S	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Cilus montii	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Cyprinus carpio	-	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
D. nahuelbutaensis	-	-	-	-	-	-	-	E	-	-	E	-	-	-	-	-	-	2
Eleginops maclovinus	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Galaxias maculatus	-	x	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3
Gambusia affinis	-	x	x	x	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5
Geotria australis	x	-	S	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
Mugil cephalus	S,E	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
Myliobatis chilensis	-	S	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Nematogenys inermis	-	-	-	x	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2
Normanichthys crockeri	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Onchorhynchus mykiss	x	-	S	x	x	x	x	E	x	E	E	E	x	E	E	E	E	16
Paralichthys adspersus	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Percichthys melanops	-	-	-	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Percichthys trucha	x	-	-	-	-	S, E	x	E	-	E	E	E	-	-	E	E	E	10
Percilia irwini	-	-	x	-	x	x	-	-	-	-	-	-	-	-	E	-	-	4
Salmo trutta	-	-	-	x	x	S, E	-	E	x	E	E	E	-	E	E	E	E	12
Strangomera bentincki	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Trachurus murphyi	x	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Trichomycterus areolatus	-	x	-	x	-	x	-	E	-	-	E	E	-	E	E	E	-	9
Totales	13	7	8	11	7	10	5	6	2	4	7	5	2	4	6	6	4	4

Localidades: 1 = desembocadura del Biobío; 2 = puentes frente a Concepción; 3 = Chiguayante; 4 = frente a Santa Juana; 5 = frente a Hualqui; 6 = Laja; 7 = puente Quilaco; 8 = Rañilhueno; 9 = Huequecura; 10 = Queuco; 11 = balseadero Callaqui; 12 = Ralco; 13 = Pangue; 14 = Lomín; 15 = Lonquimay; 16 = lago Galletué; 17 = Icalma.
Origen de la información: S = señalado por Stuardo (1988); E = aporte de este trabajo; x = registros no publicados del primer autor de este trabajo.

mático en la alteración de la coloración y la carga de partículas aportadas al río, está dado por el río Malla. Este, que se origina del flanco sur del volcán Callaqui, en febrero de 1989 presentaba un color achocolatado debido a la gran carga sedimentaria que teñía fuertemente las aguas del Biobío al unírsele. Una situación similar presentaban los ríos afluentes Lomín (octubre del '88) y Queuco (febrero del '89) con aguas de color café lechoso, las que contrastaban grandemente con las de otro afluente, el río Huequecura, de aguas claras y transparentes. La gran cantidad de partículas en suspensión podría llegar a "enterrar" las oviposturas, afectar el sistema branquial de alevines y adultos o arrastrar los alimentos potenciales hacia el fondo.

b. Vulcanismo

La historia actual y pasada del río está ligada a la historia geotectónica de la cordillera andina entre los 36°S y 38°S. Ya desde su nacimiento en los lagos Galletué e Icalma esto se hace presente. Ambos lagos se ubican al oriente casi equidistantes de dos grandes complejos volcánicos: el del Llaima hacia el norte y el de la gran caldera que representan los Nevados de Sollipulli hacia el sur. La acción pasada de este último se hace notoria en un estrato de piedra pómez de *ca.* un metro de espesor en toda el área. Los 100 primeros kilómetros del río desde su nacimiento corren al oriente de los volcanes Lonquimay y Tolhuaca y sólo cambia de dirección, abandonando la cadena andina, cuando se encuentra con el volcán Callaqui, alejándose de la influencia volcánica directa sólo al poniente de Santa Bárbara. La influencia del vulcanismo es evidente y se repite cada cierto tiempo. Así el 25 de diciembre de 1989 apareció el cráter parásito Navidad en el flanco norte del volcán Lonquimay y cuya actividad afectó al Biobío a través de las grandes cantidades de ceniza precipitada en toda el área. Por otra parte, el valle del río Lolco, afluente del Biobío, fue prácticamente ocupado y sepultado por la lengua de lava que fluyó por más de un año desde el cráter Navidad. Por debajo del frente de lava fluía lo que quedaba del río Lolco con una temperatura de 70°C y pH de 5,5. Hechos como éste probablemente han afectado recurrentemente a la fauna íctica, reduciendo su número y diversidad al menos temporalmente. La repetición de fenómenos de este tipo y de otros geológicos igualmente desestabilizantes a lo largo de millones de años de historia de la cadena andina, probablemente tengan que ver con la baja diversidad de la ictiofauna chilena de agua dulce.

c. Utilización del agua del Biobío

Tres son los usos principales que se dan a las aguas del río: a) consumo doméstico: agua potable y sistema de alcantarillado implicando eliminación de residuos; b) regadío agrícola y c) generación de energía eléctrica. Existe no obstante, un cuarto uso, aún en pequeña escala: crianza de peces (piscifactorías). El principal de ellos y el que tendrá una mayor incidencia sobre el porvenir del río es el de la hidroelectricidad. Estos usos principales y otros se resumen en la Tabla VII.

Tabla VII. Utilización del agua en la hoya hidrográfica del Biobío.

Zonas	Alto Biobío			Medio Biobío			Bajo Biobío			
Subzonas	La	Tr	Cp	La	Tr	Cp	La	Tr	Cp	Es
Acuacultivos	-	-	-	-	*	-	-	-	-	-
Riego	-	-	-	-	*	-	-	*	*	-
Pesca	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*
Hidroelectricidad	-	-	-	-	*	-	-	-	-	-
Eliminación residuos	-	*	*	-	*	*	*	*	*	*
Industrial (Celulosa)	-	-	*	-	*	*	-	*	*	-
Agua potable	-	-	-	-	-	*	-	-	*	-
Turismo-Recreación	*	*	*	*	*	*	*	*	*	*

- = noexiste; * = existe.

En la actualidad la subhoya principal del Biobío, la del río Laja, soporta tres grandes centrales hidroeléctricas: Abanico en la proximidad del lago Laja, El Toro en el río Polcura y Antuco después de la desembocadura del estero Pichipolcura. Para los próximos 25 años se proyecta la construcción de seis represas en el Alto Biobío antes de su confluencia con los ríos Laja y Vergara, de las que una, Pangue, ya está en la fase inicial de su construcción (Croquevielle y Benavente, 1990).

¿ Cuál será el efecto de estos lagos artificiales sobre la estructura física del río y sobre su fauna ?. Al respecto Margalef (1983) enfatiza que la construcción de embalses incide sobre los ecosistemas preexistentes modificándolos de manera muy diversa. Desde el punto de vista limnológico, el nivel del río es más fluctuante, el agua se hace más turbia y hay mayor sedimentación; los índices de comunidades se hacen pobres y cambiantes; la biomasa menor y la tasa de renovación más elevada. Si se construye una o más de las represas del Alto Biobío no sólo se modificará el curso superior ante de la o las represas por la inundación de grandes superficies, sino que también se alterará el curso fluvial post-represas con irregularidades de flujo que seguramente influirán en su ictiofauna especialmente. Uno de los efectos de la construcción de represas es la alteración de la productividad de la ictiofauna al restringir su comportamiento migratorio. Welcomme (1985) ha señalado que la construcción de represas tiene como efecto principal sobre las comunidades de peces, la eventual desaparición, o en el mejor de los casos, la declinación de las especies diadromas, al impedir las migraciones con fines reproductivos aguas arriba de los adultos, así como el retardo aguas abajo de los juveniles (en nuestra ictiofauna las salmonídeas y las lampreas). Se sabe por otra parte que los peces se concentran en el muro de las represas, viéndose afectados en su reproducción (Branco, 1984) y por un lado se tenderá a la reducción de las especies migratorias en esos lagos artificiales y por el otro podrán aumentar las poblaciones sedentarias.

Para contrarrestar esos efectos negativos podrían instalarse sistemas de "escaleras" para que los peces pudieran moverse, pero debido a su alto costo en nuestro país, la solución del problema podría derivar hacia la creación de pisciculturas (López *et al.*, 1989). En la actualidad ya existen establecimientos de este tipo en las cercanías del río o de sus afluentes, algunas de las cuales utilizan aguas de vertientes. Entre ellas se pueden destacar: Safogari Ltda., sita en los alrededores del puente Piulo; "Millahue" en las cercanías de Santa Bárbara y un Centro de Cultivo en instalación, en San José, El Peral cerca de Los Angeles, dependiente de la Sociedad Agrícola Aguas Claras Ltda. que se dedicará a la engorda para exportación de una variedad de la "Trucha Arco Iris" (comunicación personal de E. Molina, administrador de esta última empresa).

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo ha sido financiado por Proyecto 20.37.17 de la Dirección de Investigación de la Universidad de Concepción, entidad a la que los autores agradecen profundamente. Igualmente se hacen un deber en agradecer a las siguientes personas, funcionarios o alumnos, de la U. de Concepción: J. F. Gavilán, Depto. Biología Molecular, Alfonso Rubilar y Ernesto Toledo, Depto. Zoología por su colaboración en terreno; Elvira Solar, Depto. de Zoología, por dactilografiar la primera versión de este trabajo, y a la Sra. Alejandra Saavedra, Depto. de Oceanología, por la recopilación y ordenación de los datos.

BIBLIOGRAFIA

Arratia, G. 1983. Preferencias de hábitat de peces Siluriformes de aguas continentales de Chile (Fam. Diplomystidae y Trichomycteridae). Studies on Neotropical Fauna and Environment, 18(4):217-237.

Arratia, G. 1987. Description of the primitive family Diplomystidae (Siluriformes, Teleostei, Pisces): Morphology, Taxonomy and Phylogenetic implications. Bonner Zoologische Monographien, 24: 1-120.

Arratia, G., A. Chang, S. Menu-Marque y G. Rojas. 1978. About *Bullockian gen.* and *Trichomycterus mendozensis* n. sp. and revision of the family Trichomycteridae (Pises, Siluriformes). Studies on Neotropical Fauna and Environment, 13:157-194.

Arratia, G. y S. Menu-Marque. 1981. Revision of the freshwater catfishes of the genus *Hatcheria* (Siluriformes, Trichomycteridae) with commentaries on ecology and biogeography. Zool. Anz, Jena, 207(1-2):8-111.

Arratia, G., G. Rojas y A. Chang. 1981. Géneros de peces de aguas continentales de Chile. Mus. Nac. Hist. Nat. Publ. Ocas. 34:3-108.

Artigas, J. N., E. Campusano y U. González. 1985. Contribución al conocimiento de la biología y hábitos alimentarios de *Salmo gairdneri* (Richardson, 1836) en el lago Laja, Chile. Gayana Zool. 49(1-2): 3-29.

Branco, S. M. 1984. Limnología sanitaria de la polución de aguas continentales. Serie de Biología, Monografía Nº 28. Secretaría Geneneral de la Organización de los Estados Americanos. 120 págs.

Campos, H. 1969. Reproducción de *Aplochiton taeniatus* Jenyns. Bol. Mus. Nac. Chile, 29(13):207-222.

Campos, H. 1970. Introducción de especies exóticas y su relación con los peces de agua dulce de Chile. Not. Mens. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile, 14 (162):3-9.

Campos, H. 1973. Lista de peces de aguas continentales de Chile. Not. Mens. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile, 17 (198-199):3-14.

Campos, H. 1984. Los géneros de Atherínidos (Pisces Atherinidae) del sur de Sudamérica. Rev. Mus. Argent. Cs. Nat. "Bernardino Rivadavia" e Inst. Nac. Cs. Nat., Zool. 30(6):71-81.

Campos, H. 1985. Distribution of fishes in the Andean rivers in the south of Chile. Arch. Hydrobiol., 104(2):169-191.

Campos, H. J. Arenas, C. Jara, T. Gouser y R. Prins. 1984. Macrozoobentos y fauna íctica de las aguas limnéticas de Chiloé y Aysén continentales (Chile). Medio Ambiente, 7 (1):52-64.

Croquevielle, D. y G. Benavente. 1990. La dimensión ambiental en el manejo de cuencas desde el punto de vista de su aprovechamiento hidroeléctrico, el caso de la Central Pangue. Presentado al Primer Congreso Latinoamericano de Cuencas hidrográficas, Concepción, Chile.

Dazarola, G. 1972. Contribution à l'étude de la faune ichthyologique de la région de Valparaíso, Aconcagua (Chili). Annales de Limnologie, 8(1):87-100.

De Buen, F. 1955. Contribución a la ictiología VIII. El *Odontesthes regia laticlavia* y ensayo de la distribución genérica de las especies chilenas. Investigaciones Zoológicas Chilenas, 2(7):115-118.

De Buen, F. 1958. Ictiología. La familia Ictaluridae nueva para la fauna aclimatada en Chile y algunas consideraciones sobre los Siluroides indígenas. Investigaciones Zoológicas Chilenas, 4:146-158.

De Buen, F. 1959. Los peces exóticos en las aguas dulces de Chile. Investigaciones Zoológicas Chilenas, 5:103-135.

Dellarossa, V., E. Ugarte, y O. Parra. 1976. Estudio limnológico de las lagunas Chica de San Pedro, La Posada y Lo Méndez, II. Aspectos cuantitativos del plancton invernal y su relación con algunas características físicas y químicas del ambiente. Bol. Soc. Biol. Concepción, 50:87-101.

Duarte, W., R. Feito, C. Jara, C. Moreno y E. Orellana. 1971. Ictiofauna del sistema hidrográfico del río Maipo. Mus. Nac. Hist. Nat. Chile, Bol., 32:227-268.

Eigenmann, C. 1910. Catalogue of the Fresh-water fishes of tropical and south temperate America. Report Princeton Univ. Exp. Patagonia, 1896-1899 (III), Zool. Part IV: 1-375.

Eigenmann, C. 1927. The fresh-water fishes of Chile. Memoirs of the National Academy of Sciences, 22:1-63.

Fischer, W. 1962. *Odontesthes (Cauque) debueni* spec. nov. ein Atherinidae aus dem mittelchilenischen Brackwassergebiet. Nutt. Hamburg. Zool. Mus. Inst. 60:199-204.

Fischer, W. 1963. Die Fische des Brackwassergebietes Lenga bei Concepción (Chile). Int. Revue Ges. Hydrob., 48(3):419-511.

Gajardo, G. M. 1988. Genetic divergence and speciation in *Basilichthys microlepidotus* Jenyns, 1842 and *B. australis* Eigenmann, 1927. (Pisces, Atherinidae). Genética 76: 121-126.

Glade, A.(Ed.) 1988. Libro Rojo de los Vertebrados Terrestres de Chile. Actas del Simposio "Estado de Conservación de los Vertebrados Terrestres de Chile". CONAF, 67 págs.

Golusda, P. 1927. Aclimatación y cultivo de especies salmonídeas en Chile. Bol. Soc. Biol. Concepción, 1(1-2):80-100.

Huaquín, L. 1979. La piscicultura: un buen mecanisno para proteger los recursos ictiológicos nativos. Extensión 3. Facultad de Ciencias Forestales, U. de Chile, 31-35.

Huaquín, L. G., M. Arellano y A. Manríquez. 1984. Determinación del sexo y evaluación gonadal en *Basilichthys australis* Eigenmann, para inducir desove en cautiverio. Mems. Asoc. Latinoam. Acuicul. 5(3):575-580.

Hureau, J. C. 1970. Biologie comparée de quelques poissons antarctiques (Nototheniidae). Bull. Inst. Océanogr. Monaco, 68:1-244.

Ledermann, J. A. y L. Pichott. 1984. Análisis de la alimentación natural de *Salmo gairdneri* Richardson y *Salmo trutta* Linnaeus en laguna Trupán, Chile. Mems. Asoc. Latinoam. Acuicul. 5(3):615-618.

López, M. T., V. H. Ruiz, F. Alay, J. F. Gavilán, O. Weinert, E. Monsalves, F. Santos, A. Saavedra e I. Hermosilla. 1989. Hacia una línea de investigación en ciencias ambientales en apoyo al desarrollo sustentable. Comun. Mus. Reg. Concepción, 3:41-45.

Mann, G. 1954. La vida de los peces en aguas chilenas. Min. Agric. y Univ. de Chile, Santiago. 342 págs.

Manríquez, L. A., M. Arellano y L. G. Huaquín. 1984. Antecedentes ecológicos y biológicos de *Nematogenys inermis* (Guichenot, 1848), una especie en extinción. Mems. Asoc. Latinoam. Acuicul. 5(3):609-614.

Manríquez, A., L. Huaquín, M. Arellano y G. Arratia. 1988. Aspectos reproductivos de *Trichomycterus areolatus* Valenciennes, 1846 (Pisces, Teleostei, Siluriformes) en río Angostura, Chile. Studies on Neotropical Fauna and Environment, 23(2):89-102.

MARGALEF, R. 1983. Limnología. Ed. Omega. Barcelona, España. 1010 págs.

NEIRA, F. J. 1984. Biomorfología de las lampreas parásitas *Geotria australis* Gray, 1851 y *Mordacia lapicida* (Gray, 1851) (Petromyzoniformes). Gayana Zool, 48 (1-2):3-40.

OLIVER, C. 1949. Catálogo de los peces fluviales de la provincia de Concepción. Bol. Soc. Biol. Concepción, Chile, 24:51-60.

PARRA, O., M. GONZÁLEZ, V. DELLAROSSA, P. RIVERA y M. ORELLANA. 1982a. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales con especial referencia al fitoplancton de Chile. Editorial Universidad de Concepción I: Cyanophyceae, 1-70, 174 figs.

PARRA, O., M. GONZÁLEZ, V. DELLAROSSA, P. RIVERA y M. ORELLANA. 1982b. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales con especial referencia al fitoplancton de Chile. Editorial Universidad de Concepción II: Chrysophyceae-Xanthophyceae, 1-82, 155 figs.

PARRA, O., M. GONZÁLEZ, V. DELLAROSSA, P. RIVERA y M. ORELLANA. 1982c. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales con especial referencia al fitoplancton de Chile. Editorial Universidad de Concepción III: Cryptophyceae, Dinophyceae y Euglenophyceae, 1-99, 225 figs.

PARRA, O., M. GONZÁLEZ, V. DELLAROSSA, P. RIVERA y M. ORELLANA. 1983a. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales con especial referencia al fitoplancton de Chile. Editorial Universidad de Concepción V: Chlorophyceae, Parte I: Volvocales, Tetrasporales, Chlorococcales y Ulotrichales, 1-151, 428 figs.

PARRA, O., M. GONZÁLEZ, V. DELLAROSSA, P. RIVERA y M. ORELLANA. 1983b. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales con especial referencia al fitoplancton de Chile. Editorial Universidad de Concepción V: Chlorophyceae, Parte II: Zygnematales, 152-353, figs. 429-1286.

PARRA, O., E. UGARTE, V. DELLAROSSA y L. BALABANOFF. 1977. Estudio limnológico comparativo de las lagunas Chica de San Pedro, la Posada y Lo Méndez. Concepción, Chile. Gayana Miscelánea 5:101-102.

PEQUEÑO, G. 1981. Los peces estuariales de las riberas del río Lingue, Mehuín Chile. Cahiers de Biologie Marine, 22:141-163.

RIVERA, P. y D. ARCOS. 1975. Diatomeas más comunes en la desembocadura del río Biobío, Concepción, Chile.Bol. Soc. Biol. Concepción. 49:223-230.

RIVERA, P., O. PARRA, M. GONZÁLEZ, V. DELLAROSSA y M. ORELLANA. 1982. Manual taxonómico del fitoplancton de aguas continentales con especial referencia al fitoplancton de Chile. Editorial Universidad de Concepción IV: Bacillariophyceae, 1-97, 239 figs.

RUIZ, V. H. 1988. Caracterización Biológica del Río Andalién a través de su Ictiofauna. Tesis: Magister en Ciencias, mención Zoología. Universidad de Concepción, 320 págs.

SÁNCHEZ, A. y G. MUÑOZ. 1988. El río Biobío y su entorno. *In*: C. Murcia (Ed.). Programa Cuenca del Biobío, I, Origen, uso y perspectivas del río Biobío: 17-21. Editorial U. de Concepción.

STUARDO, J. 1988. Caracteres faunísticos generales del río Biobío y su relación con la zona costera adyacente.*In*: C. Murcia (Ed.). Programa Cuenca del Biobío, I, Origen, uso y perspectivas del río Biobío: 39-49. Editorial U. de Concepción.

VILA, I. y D. SOTO. 1981. Atherinidae (Pisces) of Rapel Reservoir. Vehr. Internat. Verein. Limnol. 21:1334-1338.

WELCOMME, R. L. 1985. River Fisheries. FAO Fish. Techn. Paper 262:330 págs.

WETZLAR, H. 1979. Beiträge zur Biologie und Bewistschaftung von Forellen (*Salmo gairdneri* und *S. trutta*) in Chile. Dissertation zur Erlagung des Doktorgrades vorgelegt der Fakultät für Biologie der Albert-Ludwigs Universität in Freiburg/Br., 264 págs.

WINDELL, J. T. 1968. Food Analysis and rate of digestion. *In*: W.E. Ricker (Ed.) Methods for assesment of fish production in freshwater. IBP Handbook, Nº 3:197-203. Blackwell Scientific Publications, Oxford and Edinburgh.

Gayana Zool. 57 (1): 89-104, 1993 ISSN 0016-531X

EL CICLO OVARICO DE *PROBOPYRUS RINGUELETI* VERDI Y SCHULDT, 1988 (ISOPODA: EPICARIDEA: BOPYRIDAE)[1]

OVARIAN CYCLE OF PROBOPYRUS RINGUELETI *VERDI Y SCHULDT, 1988 (ISOPODA: EPICARIDEA: BOPYRIDAE)*

Miguel Schuldt*

RESUMEN

El propósito de este trabajo es efectuar un estudio microanatómico de los ovarios de *Probopyrus ringueleti* Verdi y Schuldt durante el proceso de maduración. Los ovarios poseen una zona germinativa laminar que se extiende dorsalmente según un plano frontal, evidenciándose un gradiente dorso-ventral que conduce a la estratificación de los elementos germinales, pudiendo distinguirse en un ovario maduro 4 regiones: a) un área con células goniales; b) una franja conteniendo gonias II y oocitos en proface temprana ("premeiótica"); c) otra con oocitos en previtelogénesis y vitelogénesis I; y, d) una región con oocitos en vitelogénesis II. Sobre la base de estas asociaciones celulares se propone una escala de maduración sexual de 4 estadios. La población de oocitos en vitelogénesis II es particularmente numerosa, incluyendo 7 u 8 hileras de ovas. Esta estructura plantea una interesante alternativa funcional: la posibilidad de que existan evacuaciones parciales. Posibilidad que se relaciona con la evidencia de que no necesariamente la liberación folicular afecte a la totalidad de los oocitos en vitelogénesis II, como es usual en crustáceos superiores. Se estima que la recuperación del tejido folicular liberado por la puesta precedente es sólo parcial, considerandose la eventualidad de que persista el mecanismo primario de foliculogénesis (por división de las células conjuntivas) durante la restauración del ciclo ovárico.

PALABRAS CLAVE: Bopyridae, Microanatomía, Oogénesis; Foliculogénesis; Maduración Sexual.

ABSTRACT

The main purpose of this paper is to perform a microanatomic study of the ovary cycle of *Probopyrus ringueleti* Verdi y Schuldt. The ovaries show a germinative areea with a dorsoventral maturative gradient that leads to germinal stratification. In a mature ovary there are 4 distinctive areas: a) an area with gonia; b) one that harbours gonia II and oocytes in an early profase ("premeiotic"); c) one with oocytes in previtellogenesis and vitellogenesis I; and, d) one that includes the oocytes in vitellogenesis II. On the basis of these cellular associations, a 4 stage ovary development scale was proposed. The oocyte population in vitellogenesis II was particularly numerous, including up to 7 or 8 rows of oocytes. This structure offers an interesting functional alternative: the existence of partial discharges. This possibility is related with the evidence that the follicular liberation does not necessarily affect all of the oocytes in vitellogenesis II - as is usual in higher crustacea. It is believed that recovery of the secondary follicular tissue is only partial and the possibility is being analysed that the primary mechanism of secondary folliculogenesis by cleavage- persists to the extent of follicle II necessities during restoration of the ovary cycle.

KEYWORDS: Bopyridae, Microanatomy, Oogenesis; Folliculogenesis, Ovarian cycle.

INTRODUCCION

Los bopíridos establecen consorcios con crustáceos decápodos [Markham, J.C. (1986)], conformando asociaciones parasitarias atípicas (hematófagos) catalogables como casos particulares de predación [Kuris, A. (1974, com. pers.)]. *Probopyrus ringueleti* Verdi y Schuldt es un huésped frecuente

[1]Contribución científica Nº 526 del Instituto de Limnología "Dr. R.A. Ringuelet" (ILPLA).

*Museo de La Plata, División Zoología Invertebrados I, 1900 La Plata, Argentina.

de las cámaras branquiales de *Palaemonetes argentinus* Nobili (Caridea, Palaemonidae), infectando también ocasionalmente a *Macrobrachium borellii* (Nobili). La presencia del parásito incide negativamente en la función respiratoria de los camarones de ambos sexos y la función reproductora de los hospedadores femeninos, en cuyos ovarios se halla ausente la vitelogénesis configurando un caso de castración [Schuldt, M. (1883); Schuldt, M. y L.A. Rodrigues-Capítulo, (1985, 1987)] equiparable a los ocasionados por otros representantes del género *Probopyrus* Giard y Bonnier [Beck, J.T. (1980b); Abu-Hakima, R. (1984)].

La prevalencia de *Palaemonetes argentinus* con *Probopyrus ringueleti* (branquiales) en el área estudiada fluctúa a lo largo del año (1 - 70%). Esta variación en la tasa de infección resulta de la interacción de elementos dinámico-poblacionales tales como la mortalidad de los camarones (octubre a diciembre, y febrero), reclutamiento (enero, febrero) y migración de los mismos (junio a agosto-septiembre) [Schuldt, M. y M.C. Damborenea (1989); Schuldt, M., L.R. Freyre y M.C. Damborenea (1988)]. La prevalencia se traduce en una disminución del potencial reproductor de los camarones (13,7 a 15,2%) [Schuldt, M. y M.C. Damborenea (1987)], pudiendo la presencia del parásito limitar la expansión de los hospedadores en su hábitat, como se constató efectivamente con *Probopyrus floridensis* Richardson [Beck, J.T. (1979); Dale, W.E. y G. Anderson (1982)]. *P. argentinus* constituye el principal sustento de una variada ictiofauna de interés comercial y deportivo [Schuldt, M. y M.C. Damborenea (1989)], lo cual por si solo explica el interés puesto en este consorcio, máxime teniendo en cuenta que los paleomónidos albergan a especies cultivadas con éxito en casi todas las regiones tropicales y subtropicales del globo (v.g. *Macrobrachium* Bate ssp.) [Provenzano, A.J. (1985)]. No obstante, la biología de los bopíridos en general, exceptuando a *P. pandalicola* y *P. ringueleti* es poco conocida [Beck, J.T. (1980abc); Verdi, A.C. y M. Schuldt (1988)], al punto que, salvo observaciones preliminares [Schuldt, M. (1983, 1987)] aún falta una descripción dinámica del ovario de *Probopyrus*. Cabe destacar que *P. ringueleti* es el primer isópodo donde se constata al menos una recuperación parcial del tejido folicular liberado por la puesta precedente [Schuldt, M. (1983)]. Según Charniaux-Cotton, H. (1978) la recuperación postpuberal del tejido folicular (secundario o permanente) (II) es habitual en Malacostraca. Sin embargo, los trabajos de Besse, G. (1976) evidencian que en los isópodos estudiados no existe una recuperación de las células conjuntivas del folículo II, involucionando éstas después de la ovulación, lo cual implica, aparentemente, cuestionar la validez general del modelo propuesto por Charniaux-Cotton, H.(1978). El papel transicional respecto de la recuperación folicular que manifiesta el comportamiento ovárico de *P. ringueleti* posibilita *prima facie* relacionar la dinámica folicular de isópodos con el resto de los malacostracos, en un marco de referencia amplio tal como lo constituye el modelo propuesto por Schuldt, M. (1987), el cual resulta de relacionar la recuperación folicular con la mayor o menor extensión que adquieren los procesos de reabsorción oocitaria en cada ciclo ovárico.

Otro aspecto que no puede soslayarse es la relación que pudiera existir entre la vitelogénesis y la presencia o ausencia de machos, aún cuando en crustáceos superiores, salvo algunos casos que revisten el carácter de excepcionales, la presencia de machos carece de influencia decisiva sobre el desarrollo vitelogenético [Charniaux-Cotton, H. (1978); Krisnhakumar, R. y K.G. Adiyodi (1981)]. En el anfípodo *Orchestia gammarellus* (Pallas) se observa que las hembras en ausencia de machos no evacuan los oocitos maduros, los cuales involucionan [Charniaux-Cotton, H. (1974)]. En isópodos se ha podido constatar únicamente en dos especies una dependencia entre la vitelogénesis secundaria y el acoplamiento, se trata de *Porcellio dilatatus* Brandt y *Armadillo officinalis* Duméril, donde la ausencia del macho impide el desarrollo de la vitelogénesis II [Legrand, J.J. (1958); Besse, G. (1976)].

Consecuentemente se hace imprescindible efectuar un análisis microanatómico pormenorizado de las transformaciones que acontecen a lo largo del proceso de maduración oocitaria de *P. ringueleti,* con el propósito de obtener por primera vez una descripción dinámica del funcionamiento ovárico de un crustáceo epicárido. Dicho propósito motiva la presente contribución a la biología reproductiva del taxón considerado, efectuada sobre la base de una evaluación de la histología ovárica de *P. ringueleti*. Secundariamente, toda extensión en el conocimiento de la biología inherente a *Probopyrus* resulta de interés también desde el punto de vista taxonómico, ya que se trata de una entidad genérica donde la acotación específica, partiendo de la morfología externa, es particularmente ardua [Markham, J.C. (1985)], requiriéndose

la concurrencia de elementos diagnósticos proporcionados por la etología y biología de las especies en cuestión [Schuldt, M. (1990)].

MATERIALES Y METODOS

Los animales estudiados fueron capturados en el Canal Villa Elisa (colector de los arroyos Carnaval y Martín), aproximadamente a 300 m de su desembocadura en el Río de la Plata (Boca Cerrada, Selva Marginal de Punta Lara, Prov. Buenos Aires, Argentina).

Para la evaluación preliminar del desarrollo ovárico de *P. ringueleti* se contó con 5 muestreos realizados de agosto a diciembre de 1981 (11, 13 y 28.08.81; 07.09.81; 14.12.81; n=113 párasitos). Se efectuaron 6 relevamientos para obtener información adicional sobre el período de puesta de septiembre de 1982 a enero de 1983 (09.09.82; 07.10.82; 11.10.82; 12.11.82; 27.01.83; n=278 parásitos). Finalmente se dispuso un muestreo mensual desde el 10.10.84 hasta el 18.02.86 (tamaño mínimo de cada muestra: 75-100 *P. argentinus*, capturándose más de 200 *P. ringueleti*).

Con los fijadores ensayados (Regaud, Maximow, Helly, Hollande, Bouin, Halmi y Carnoy) se obtuvieron buenos resultados solo con el Bouin y el Carnoy (6:3:1). Se deshidrató y aclaró con N-Butanol, incluyéndose las piezas con paraplast. Los cortes de 6 a 8 µm fueron coloreados con hematoxilina de Harris y eosina, tricrómico de Gomori y PAS [Gabe, M. (1968)].

Un contingente de aproximadamente 90 *P. argentinus* con sus respectivos *P. ringueleti* fue mantenido en 1 acuario de 85 lts. desde el 01.09.82 hasta el 28.12.82. De ellos pudieron ser individualizados 15 camarones gracias a la presencia en el cefalopereion de metacercarias de un problable *Phyllodistomum* Braun sp. Las encapsulaciones de este trematode se aprecian a simple vista, siendo útiles marcas naturales cuando por su número y topografía proporcionan diseños definidos. Las observaciones de acuario se registraron diariamente (a las 10.00 y 18.00 horas). Los camarones fueron alimentados 2 veces por semana con carne bovina picada. De esta manera se obtuvieron datos adicionales acerca del período de puesta así como de la restauración del ciclo ovárico del epicárido.

RESULTADOS

1. Zonación intraovarica. Caracterización y evolución de la progenie germinal

Los ovarios, al igual que los testículos, son pares. Estan situados en el pereion, dorsalmente respecto de los órganos digestivos. La ubicación del parásito en la cámara branquial del hospedador determina la asimetría del pereion, la cual se manifiesta también en el desarrollo de los ovarios, siendo de menor extensión el ovario derecho de *P. ringueleti* cuando se aloja en la cámara branquial derecha de *P. argentinus*, reduciéndose el ovario izquierdo cuando parasita a la cámara opuesta.

Las gónadas de hembras juveniles de *P. ringueleti* de 1,5 mm (largo total o Lt) poseen todavía un aspecto tubular, compacto, que alberga a células conjuntivas, oogonias, y oocitos en profase meiótica, predominando en estos últimos imágenes zigo-paquiténicas (Fig. 1). Los ovarios presentan una delgada teca conjuntiva consistente en una membrana de tipo "basal" de 0,5 a 1,5 µm de espesor, sobre la que se observan células conjuntivas cuyos núcleos hacen hernia hacia el interior del ovario. Estas células son semejantes a

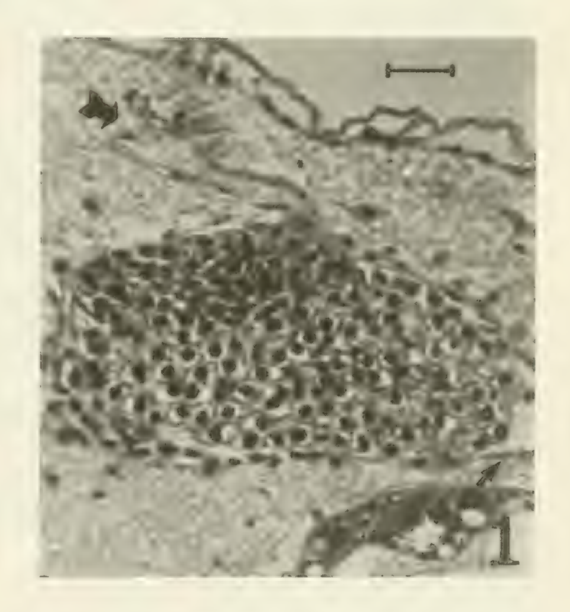


Fig. 1. Sección transversal del ovario de una hembra juvenil (1,5 mm Lt) con predominio de oocitos profásicos (zigo-paquiténicos) (Flecha mayor: fibras musculares vinculadas a la teca periovárica; Flecha menor: membrana "basal").

las células conjuntivas que posteriormente conformarán al folículo. A la teca periovárica suelen adosarse externamente diversas células conectivas, desde elementos equiparables a los "foliculares" (y que aparentan ser de escasa motilidad), hasta grandes células ameboides del tipo de los macrófagos (talla nuclear: 4-6µm; talla celular: 7-15µm), con granulaciones acidófilas en el citoplasma. En la teca también se detecta la presencia de fibras musculares, las cuales no son constantes y pueden observarse en la periferia dorsal de la teca, siendo su disposición de tendencia circular (no alcanzan la faz ventral del ovario). Estas fibras se relacionan con haces musculares cuyas células confluyen dorsalmente (filamentos suspensores?) (Fig. 1).

El aspecto tubular de las gónadas desaparece a medida que el ovario se extiende. Las secciones transversales del ovario de hembras adultas (mayores de 3 mm Lt) permiten observar la naturaleza

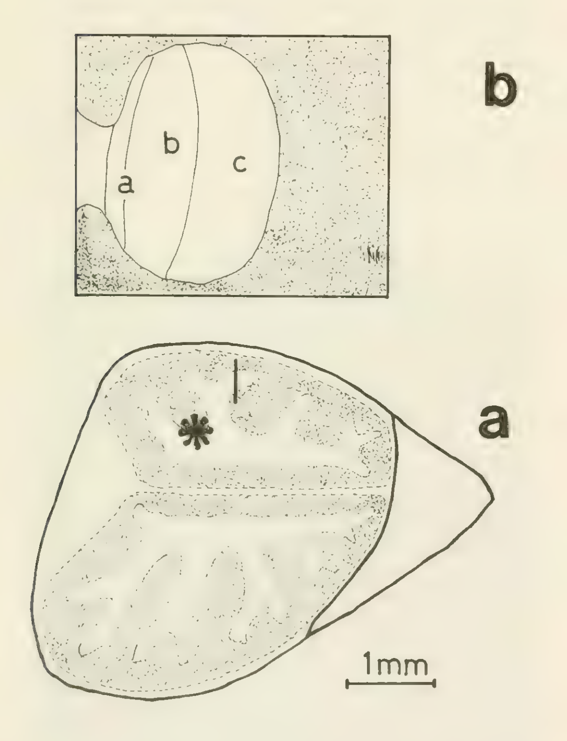


FIG. 2. a) Estructura ovárica (semiesquemática) de una hembra adulta (sección frontal) (*: ovario derecho; grisado: región del ovario con vitelogénesis II; barra: área de sección transversal de una proyección ovárica - detallada en b). b) Estratificación celular intraovárica (sección transversa; barra en Fig. 2a): gonias I (a), gonias II y oocitos "premeióticos" (b), oocitos en previtelogénesis y vitelogénesis I (c), y oocitos en vitelogénesis II (área punteada) (véase también Fig. 5).

anisótropa [Weibel, E.R.(1969)] del órgano. El gradiente de maduración de las células germinales es hacia el ventro. La secuencia madurativa se origina a partir de una entidad laminar dorsal que se extiende horizontalmente (Fig. 2a) y alberga a células goniales y conjuntivas. Esta lámina celular, que no siempre se presenta como una monocapa de gonocitos, posiblemente sea homologable a la zona germinativa de *O. gammarellus* [Charniaux-Cotton, H. (1959, 1978)]. De esta manera resulta una estratificación de las gonias y de los oocitos (Fig.2b), pudiendo distinguirse en un ovario en madurez avanzada a 4 regiones, cada una de las cuales alberga a una asociación o población celular definida:

a) La formación laminar dorsal alberga principalmente a gonias I y células conjuntivas (Figs. 2-5). Las gonias presentan un núcleo claro (de 6-9µm), redondo u ovoide, con cromatina granular. Los flocos cromáticos suelen ser periféricos y subcentrales; estos últimos tienden a aproximarse al nucléolo (de 1-2µm) (Fig. 5). Las células conjuntivas poseen un núcleo muy ovoide o subtriangular (de 3-6µm), con un gránulo cromático central (de aproximadamente 1µm). La carioteca y la cariolinfa de los elementos mesodérmicos suele ser algo más densa que la de las células goniales.

b) Ventralmente se extiende una banda (Fig. 2b) que alberga oogonias, generalmente las de mayor talla, consideradas gonias II dada la escasa o nula provisión de células mesodérmicas [Charniaux-Cotton, H.(1976); Payen, G.G.(1977); Zerbib, C. (1980)]. Los gonocitos tienden a evolucionar hacia la profase meiótica, y aparentemente sin experimentar una mitosis previa. A continuación, aunque suele advertirse cierta mezcla entre tipos celulares, se sitúan los oocitos profásicos, siendo la figura nuclear más frecuente el zigo o paquinema, muy denso y polarizado, observado también en otros crustáceos superiores [Rouquette, M. (1979); Laulier, M. (1974); Payen, G.G. (1974); Schuldt, M. (1980a)]. Los núcleos en diacinesis temprana (9-10µm) [Laulier, M. (1974); Payen, G.G. (1974)] son menos frecuentes (Fig. 5).

c) A continuación, hacia el ventro (Fig. 2b), se hallan emplazados los oocitos en previtelogénesis y vitelogénesis primaria (I) con las correspondientes células de la trama mesodérmica o foliculares (Figs. 5 y 11). Se trata de oocitos con una vesícula germinativa en crecimiento, con un nucléolo prominente. El citoplasma es basófilo y granuloso. En estas células no es posible discriminar la previ-



Fig. 3. Hembra virginal (transición subadulta-adulta): ovario en maduréz incipiente (flechas).
Fig. 4. Hembra adulta. Ovarios en madurez media (*: oocitos en vitelogénesis II).
Fig. 5. Hembra adulta. Madurez Media. Detalle de las poblaciones celulares (véase Fig. 2b) (flecha menor: células conjuntivas o "foliculares"; flecha mediana: oogonias I; * menor: gonias II; flecha mayor: oocitos en Zigo-paquitene; * mediano: región de previtelogénesis y vitelogénesis I; estrella: zona con oocitos vitelogenéticos I en necrobiosis; y, * mayor: oocito en vitelogénesis II).

telogénesis de la vitelogénesis endógena o primaria [Charniaux-Cotton, H. (1978); Schuldt, M. (1980a); Meusy, J. J. y H. Charniaux-Cotton (1984)]. La foliculogénesis secundaria (II) [Charniaux-Cotton, H. (1978)] se observa en oocitos cuyo núcleo posee un diámetro que oscila entre 12 y 14 µm, siendo la talla celular respectiva de aproximadamente 25 µm (Figs. 5 y 11).

d) Finalmente, se sitúa el estrato ventral (Fig.2b), el más voluminoso en un ovario maduro, integrado por oocitos en vitelogénesis secundaria (II). La vitelogénesis II se observa en oocitos con un diámetro nuclear de aproximadamente 14 µm y una talla celular de 25-30 µm. Su citoplasma presenta vacuolizaciones y gotitas eosinófilas. Estas últimas son de aproximadamente 1 µm (Figs. 6 y 11). Durante el comienzo de la vitelogénesis II persiste un incremento de la vesícula germinativa hasta alcanzar 20 µm, luego su talla se manteniene más o menos estable. La heterogeneidad del nucléolo se acentúa, siendo su talla de aproximadamente 8 µm. La estabilización del crecimiento nuclear corresponde a oocitos de 35 µm, con vacuolas de 10 µm y gotas vitelinas de 4 µm. Posteriormente el vitelo conforma grandes placas de 9-15 µm (eosinófilas, eritrófilas y PAS+), que ocupan prácticamente la totalidad del ooplasma, que queda reducido a los finísimos puentes basófilos que delimitan las placas de vitelo. El citoplasma alberga además a grandes gotas que aparecen "vacías" después de los pasajes por los solventes orgánicos. Su talla suele ser algo mayor que las placas proteicas (Figs. 7 y 9).

Las ovas son expulsadas con una talla de aproximadamente 180 µm. Su núcleo posee aspecto estrellado. El nucléolo es heterogéneo, vacuolado, llegando a medir 12 µm (Figs. 6 y 10). El huevo de *P. ringueleti* es microlecítico, con un diámetro próximo a los mayores consignados para Bopyridae [Stromberg, J. O. (1971)].

Se observan procesos de reabsorción celular a lo largo de todo el ciclo oogenético, afectando aisladamente a los distintos tipos oocitarios descriptos. Destacables por el número de oocitos involucrados son los fenómenos de reabsorción directa y reaccional que se aprecian durante la madurez media y avanzada, afectando a oocitos en vitelogénesis I y II, y especialmente a los que inician la vitelogénesis propiamente dicha (II). La presencia de figuras mielínicas en el ooplasma suele ser el síntoma precoz del inicio de la sucesión muerte-necrosis [Bessis, M. (1970)] (Figs. 8 y 9); mientras que el tejido folicular de sustitución [Rubiliani-Durozoi, M., C. Rubiliani y G.G Payen (1980)] constituye una entidad semipermanente, y climax de esta sucesión, que revela la existencia en el pasado gonadal de procesos de reabsorción reaccional (Figs. 12-14).

2. Escala de madurez sexual

En el transcurso de las distintas etapas por las que atraviesan los contingentes germinal y accesorio del ovario en su progresión hacia la madurez, es conveniente distinguir la presencia de una fase unidireccional, no repetitiva, que es la que se cumple en los ovarios de los animales virginales cuando se inicia el ciclo ovárico (denominados, frecuentemente, estadios de inmadurez y premadurez virginal) [Christiansen, H.E. (1971)], y que se integra con el desarrollo de una fase cíclica del proceso reproductivo, comprendiendo esta última tanto a los estadios subsiguientes a la premadurez como a la recapitulación de estos estadios entre puesta y puesta, tal como se observa en animales pertenecientes al estrato reproductivo. Para la presente evaluación se contó principalmente con ejemplares que proporcionaron información acerca de los etadios de madurez correspondientes a la segunda fase, por lo cual se caracterizarán casi exclusivamente las transiciones gonadales observables a lo largo de una maduración de puesta de un ovario del tipo adulto, comprendiendo dicho lapso: a) la organización de los folículos II, b) la vitelogénesis II, c) la emisión de los oocitos, y d) la reconstitución del folículo II. Sobre la base de la presencia y/o extensión de las citadas entidades morfológicas y funcionales es posible distinguir a 4 estadios de maduración:

I. **Madurez incipiente.** Ovario de escaso desarrollo, ocupando el mismo en una sección transversa menos del 30% del tejido conectivo laxo (lacunar) circundante. La progenie oocitaria arriba al término de la vitelogénesis primaria. La foliculogénesis II es incipiente. Ausencia de oocitos con placas de vitelo eosinófilo (Fig.3).

II. **Madurez media.** El ovario se extiende, ocupando el estrato oocitario en vitelogénesis II la mayor parte de la trama conjuntiva disponible (Figs. 4 y 5).

III. **Madurez avanzada.** El estrato oocitario en vitelogénesis II se ha extendido ventrolateralmente hasta las inmediaciones de la pared

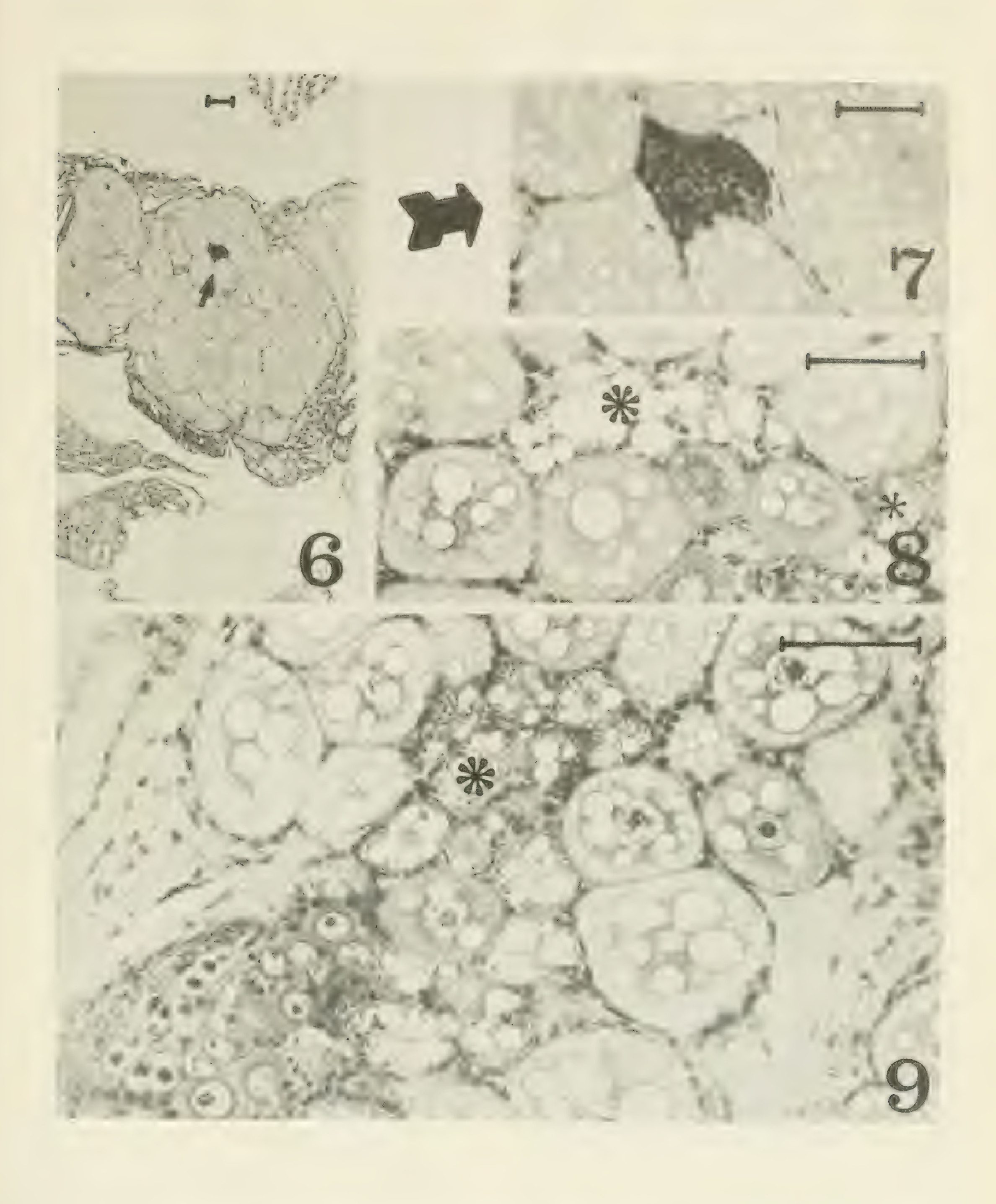


Fig. 6. Hembra adulta. Madurez avanzada. Los oocitos en vitelogénesis II rodean al resto de las células germinales (flecha).

Fig. 7. Detalle de la figura anterior.

Fig. 8. Hembra virginal. Reabsorción oocitaria directa incipiente (* menor) y reaccional (* mayor) en oocitos pertenecientes a las primeras etapas de la vitelogénesis II.

Fig. 9. Hembra virginal. Oosorción directa incipiente: figuras mielínicas (*) (oocitos en etapas iniciales de la vitelogénesis II, área central de la figura).

corporal. Las tallas oocitarias del mismo pueden presentar variaciones más o menos acusadas de uno a otro animal, desde 60 µm hasta 180 µm (talla de ovulación). La fluctuación de las tallas oocitarias posibilita, en caso de ser necesario, y atendiendo a la ausencia o presencia de ovas próximas a la ovulación, proceder a una subdivisión del estadio III en una madurez avanzada *sensu stricto* (IIIa) y una madurez total (IIIb) (Figs. 6 y 7).

IV. **Evacuación (ovulación) y postpuesta.** La presencia de la cavidad folicular o *cisternae follicularis* (CF) [Schuldt, M. (1981)], albergando algún oocito residual en vitelogénesis avanzada o total, caracteriza a la primera fase de este estadio (Figs. 10 y 11). El tiempo transcurrido desde la ovulación se aprecia en función del grado de obliteración de la cavidad folicular. La reducción de la CF se debe al repliegue del contingente de células foliculares hacia los oocitos que se hallan al término de la vitelogénesis I. De esta forma se constituye el folículo II [Charniaux-Cotton, H. (1978)]. Se puede considerar que la postpuesta da paso a la madurez incipiente cuando el tejido folicular vaciado se ha adosado totalmente a los oocitos en vitelogénesis I. La reducción de la CF y el emplazamiento del tejido folicular secundario (TFS) coinciden con las primeras fases de la segmentación de los huevos, apreciándose por plano de corte en cada embrión de 2 a 4 núcleos (Figs. 10-12).

3. Presencia de oogonias

Las gonias se detectan tempranamente en las gónadas, habiéndoselas observado ya en *P. ringueleti* juveniles (de aproximadamente 1 mm Lt) y subadultos (tallas inferiores a 3 mm Lt). Las oogonias se hallan presentes en cada uno de los 4 estadios de madurez descritos para las hembras adultas (mayores de 3 mm Lt; sección 2). Esta persistencia del epitelio germinal a lo largo de toda la existencia de los individuos es habitual en crustáceos superiores [Charniaux-Cotton, H, (1978)] (Figs. 1, 5 y 11).

4. Recuperación de células mesodermicas o foliculares

El adosamiento de células conjuntivas al folículo primario [Charniaux-Cotton, H. (1978)], provenientes de los folículos secundarios vaciados en la ovulación precedente, y que tiene lugar durante la postpuesta, implica una recuperación folicular (Figs. 11 y 12). Cabe señalar la existencia de procesos necrobióticos (directos y reaccionales, con tendencia a la formación de tejido folicular de sustitución), que sin duda inciden negativamente en la cantidad de las células foliculares recuperadas, no obstante, se observa una integración celular efectiva al nuevo folículo (Fig. 11).

5. Vitelogénesis y presencia de machos

En el transcurso del período de reproducción (noviembre 1982) se recogieron 9 hembras adultas de *P. ringueleti* carentes del macho enano que habitualmente se observa en el pleon de las hembras. El examen microanatómico de los ovarios de 8 de estas hembras permitió constatar la ausencia de vitelogénesis II, o bien observar únicamente la presencia de un número reducido de oocitos en vitelogénesis II con síntomas de necrobiosis y con tejido folicular de sustitución a nivel de las ovas mayores (que no sobrepasan los 30 µm) (Fig. 13). En sólo 1 de las hembras pudo constatarse cierto progreso de la vitelogénesis II. En esta hembra la talla oocitaria máxima no sobrepasa los 70 µm, notándose una gran variabilidad en la talla de los distintos oocitos en vitelogénesis, y en franco contraste con el desarrollo sincrónico que se observa habitualmente en ovarios en madurez media. La estructura ovárica de estos animales es similar a la de la hembra carente de macho de una de las cámaras branquiales de *P. argentinus* cuando ambas están ocupadas por *P. ringueleti* [Schuldt, M. y L.A. Rodrigues-Capítulo (1985)].

6. Observaciones de acuario: unos pocos datos relativos a dinámica ovárica

El período de observación (01.09.82 - 28.12-82) se corresponde con los meses en que se registra el mayor número de *P. ringueleti* ovígeros [Shuldt, M. y M. C. Damborenea (1987)]. La temperatura del agua de los acuarios fluctuó según la temperatura ambiente (laboratorio no calefaccionado) (temperatura media mensual: septiembre = 14,5 ºC, octubre = 16,3 ºC, noviembre = 18,4 ºC, y diciembre = 22,4 ºC).

De los 15 *P. ringueleti* individualizados gracias al diseño característico que proporcionan los



FIG. 10. Hembra ovígera con oocitos residuales en reabsorción directa (*).
FIG. 11. Hembra ovígera. Recuperación folicular (flecha) y remanente de la cavidad o cisterna folicular (*) (la flecha señala un oocito con síntomas de vitelogénesis II).
FIG. 12. Hembra ovígera. Ovario con oocito al término de la foliculogénesis II (flecha), con ovas residuales en reabsorción directa (*), y tejido folicular de sustitución (estrella).

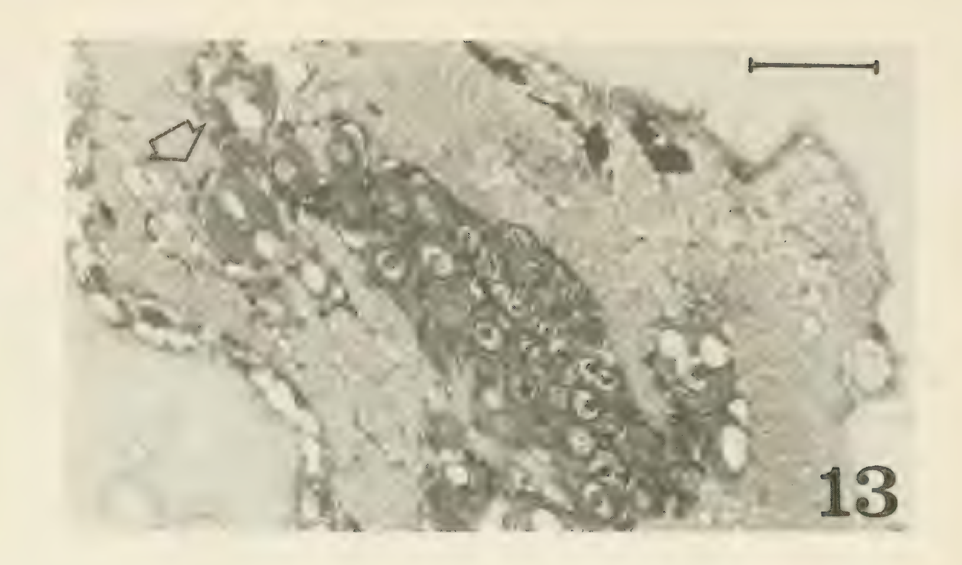


Fig. 13. Estructura ovárica de una hembra adulta carente de macho. Las ovas mayores (en vitelogénesis II incipiente) presentan necrobiosis directa y reaccional (flecha).



Fig. 14. Ovario atípico (hembra adulta, madurez avanzada) con procesos de oolisis acentuada afectando la porción distal de la región de vitelogénesis II. Próximo a la pared corporal ventral se observa tejido folicular de sustitución (flechas).

Módulo (escala). Figs. 1 y 5: 25μm; Figs. 3, 7-9, 11-13: 50μm; Figs. 4, 6 y 14: 100μm; y Fig. 10:200μm.

Phyllodistomum sp. en el cefalopereion de los *P. argentinus* sólo 3 isópodos proporcionan información útil a los fines propuestos (tiempo de incubación de los embriones, lapso que transcurre entre puestas y número de las mismas):

P. ringueleti (1). Ovula 07.10.82. Incuba durante 9 días. 4 días después de liberar la puesta ovula por segunda vez, incubando 20 días. Transcurridos 4 días desde la liberación de las larvas ovula por tercera vez. La incubación se interrumpe al morir a los 9 días de la misma (23.12.82) el hospedador.

P. ringueleti (2). Ovula 21.10.82. Incuba hasta 25.12.82 (65 días).

P. ringueleti (3). Ovula 24.11.82. Incuba hasta 28.11.82 (4 días). 15 días después ovula por segunda vez, incubando durante 20 días.

DISCUSION

1. Foliculogénesis y Vitelogénesis, su relación con procesos de reabsorción reaccional y su importancia en el marco de la fisiología ovárica de crustáceos superiores

El desarrollo de un contingente importante de folículos en vitelogénesis II se asocia a una detención en la evolución del estrato oocitario en vitelogénesis I, lo cual en crustáceos superiores se relaciona con la ausencia del tejido folicular II (o permanente), requiriéndose para su utilización por los oocitos (vitelogenéticos I) el vaciamiento previo del contingente en vitelogénesis II [Charniaux-Cotton, H. (1974, 1978); Schuldt, M. (1980a)]. La disponibilidad del mismo no es uniforme para toda la camada de oocitos en vitelogénesis I, por que la continuidad del contingente de células foliculares que liberan los oocitos al abandonar la región de vitelogénesis durante la fresa (delimitando la cavidad o cisterna folicular) sufre disrupciones en aquellos sitios del ovario donde se desarrollan procesos de reabsorción que afectan a oocitos pertenecientes a la camada en vitelogénesis II [Schuldt, M. (1987)]. Estas células foliculares que ingresan al ooplasma como fagocitos, integran una entidad denominada tejido folicular de sustitución [Rubiliani-Durozoi, M., *et al.* (1980)], significando necesariamente una merma de tejido folicular permanente. A esta sustracción debe sumarse la mortalidad que experimentan las mismas durante la retracción de la cavidad de puesta y el ulterior repliegue del contingente folicular hacia los folículos primarios. Una disminución en la población folicular, debida a las mismas causas, había sido señalada para *P. argentinus* [Schuldt, M. (1980b, 1981)], sin embargo, la cantidad de estas células que finalmente serán reutilizadas por *P. ringueleti* parece ser aún menor (Figs. 11 y 12).

Los procesos de reabsorción oocitaria de los crustáceos se relacionan con una dieta deficiente, privación hormonal, falta de acoplamiento [Adiyodi, R.G. y T. Subramoniam (1983)], poluentes [Payen, G.G. y J.D. Costlow (1977)] y obliteración oviductal [Schuldt, M. (1987)], pudiendo plantearse la posibilidad de que la oosorción constituya una respuesta general frente a situaciones de estres diversas, cumpliendo con la necesidad de ajustar la numerosidad oocitaria a las posibilidades efectivas de puesta, constituyendo por ende un factor regulador de la fecundidad. La necrobiosis oocitaria, como fenómeno discreto, es un evento habitual en las gónadas de crustáceos.

En algunos ovarios de *P. ringueleti* (hacia fines del estadio IV), en oocitos que por su emplazamiento deben considerarse pertenecientes al estrato vitelogenético primario, se esboza un epitelio folicular del tipo del secundario, a pesar de hallarse estos oocitos imposibilitados (por la interposición de ovas residuales y/o proceso de oosorción) para recibir al grueso del tejido folicular que se aproxima [Schuldt, M. (1987)] (Fig. 11). De esta manera, se plantea la posibilidad de la persistencia del mecanismo primario de foliculogénesis II (v.g. por división de las células foliculares preexistentes).

Esta posibilidad requiere ser examinada en el contexto de la foliculogénesis de crustáceos isópodos en particular y la de crustáceos superiores en general. Besse, G. (1976), sobre la base del análisis de la oogénesis de *P. dilatatus*, llega a la conclusión de que la recomposición folicular en dicha especie se debe a la actividad mitótica de lo que denomina el epitelio prefolicular. Las mitosis se extenderían hasta el fin de la vitelogénesis I, a partir de la cual la expansión (o adaptación espacial) del estrato folicular se debería fundamentalmente a la distensión de las células conjuntivas. Besse, G. (1976) descarta la posibilidad de una ulterior reutilización de las células foliculares, como señala Charniaux-Cotton, H. (1978). Besse, G. (1976) se refiere a observaciones en otras espécies de isópodos, siendo todas ellas

coincidentes en cuanto a la no recuperación de células conjuntivas.

En los ovarios de *P. ringueleti* se aprecia una reutilización de tejido folicular entre puesta y puesta (Schuldt, M. (1987)) (Fig. 11), si bien es problable que el número de elementos recuperados no satisface los requerimientos de los oocitos en vitelogénesis I que inician la vitelogénesis propiamente dicha (Meusy, J.J. y H. Charniaux-Cotton (1984)). La existencia de una entidad asimilable al tejido prefolicular de *P. dilatatus* no se observa en el ovario de *P. ringueleti*, si bien lateralmente al área germinal se aprecia la presencia de células conjuntivas que desde los bordes se integran a los oocitos en previtelogénesis y vitelogénesis I. Aunque esta discreta población lateral de células foliculares sea homologable en cierta medida al tejido prefolicular señalado por Besse, G. (1976), teniendo en cuenta la demanda de células foliculares de 8 series ventrales (o verticilos) de oocitos en vitelogénesis II, como es el caso de *P. ringueleti*, parece razonable aceptar que la demanda celular conjuntiva durante la vitelogénesis II, cuando se restaura el ciclo ovárico, es satisfecha de un modo significativo mediante mitosis en el folículo II. Han sido observadas figuras mitóticas en folículos pertenecientes a oocitos de aproximadamente 100 µm, tanto durante el ciclo puberal como en el transcurso de la fase repetitiva del ciclo ovárico (Schuldt, M.(inédito)). El hallazgo de estas imágenes es muy ocasional, lo cual no basta, en principio, para minimizar su aporte, ya que se sabe de la existencia de tumores donde la detección de figuras mitóticas es infrecuente (Dr. F. Cueva (com. pers.)). Un asincronismo en las divisiones de las células conjuntivas que integran los distintos folículos II es probable. Besse, G. (1976) señala la importancia de las divisiones asincrónicas en *P. dilatatus* (al menos hasta el comienzo de la vitelogénesis II).

Las células conjuntivas o foliculares revelan la existencia de un alto grado de especialización funcional (Charniaux-Cotton, H. (1974. 1978); Besse, G. (1976); Payen, G.G. y J.D. Costlow (1977); Meusy, J.J. (1980); Rubiliani-Durozoi, M., *et al.* (1980); Zerbib, C. (1980); y Schuldt, M. (1981)), no obstante, es evidente que la capacidad de división no se pierde, como se observa durante la reabsorción reaccional de oocitos en vitelogénesis II (Ginsburger-Vogel, T. y J.J. Meusy (1982)).

La recuperación de las células foliculares durante las sucesivas puestas ha sido establecida por primera vez por Charniaux-Cotton, H. (1974) para *O. gammarellus*. El proceso parece válido para la mayoría de los crustáceos superiores (Charniaux-Cotton, H. (1978)). Posteriormente ha sido constatado también en *P. argentinus* (Schuldt, M. (1980)), *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) (Fauvel, Ch.(1981)), y *Palaemon serratus* (Pennant) (Faure, Y., C. Bellon-Humbert y H. Charniaux-Cotton (1981)). Cabe destacar que Fauvel, Ch. (1981) señala la ausencia de divisiones en el folículo II de los oocitos de ovarios pertenecientes a animales adultos.

En *P. argentinus*, en cambio, se observan mitosis foliculares en oocitos en vitelogénesis II pertenecientes a hembras ovígeras, si bien cabe consignar que cuesta hallar estas divisiones en secciones histológicas. Con una frecuencia algo mayor se observan duplicaciones de células conjuntivas en oocitos de hembras virginales en su primera maduración de puesta. Tanto en uno como otro caso las mitosis fueron detectadas en el período correspondiente a la primera mitad del desarrollo de la vitelación exógena, interpretándose que la frecuencia de la mitosis disminuye a medida que el oocito madura (Schuldt, M. (inédito)). Consecuentemente, adhiriendo a Besse, G. (1976), es probable que durante las últimas etapas del desarrollo oocitario predomine la distensión mecánica del epitelio folicular.

También en *P. ringueleti* se observa que las mitosis de las células foliculares son abundantes durante la previtelogénesis y vitelogénesis I, haciéndose cada vez mas infrecuentes a medida que progresa la vitelogénesis II (Schuldt, M. (inédito)).

Exceptuando el caso de los isópodos citados por Besse, G. (1976), es posible integrar las observaciones de los diferentes autores en lo que se refiere al comportamiento de las células conjuntivas del folículo durante la oogénesis de crustáceos superiores, postulando una estratégia ovárica de tipo "oportunista" (Schuldt, M. (1987)). Según esta hipótesis, el ovario integra la población folicular durante la restauración del ciclo reproductor en primer término con células foliculares vaciadas en la puesta precedente, cubriendo luego eventuales pérdidas debidas a procesos necrobióticos (Schuldt, M. (1981)) mediante mitosis. De acuerdo con este modelo de integración folicular la persistencia del mecanismo primario de extensión folicular (por mitosis), en el caso de haber sido activado, circunscribe su acción, en mayor o menor medida, a las primeras etapas de la vitelogénesis II, ya que, aparentemente, durante la vitelogénesis avanzada

las células foliculares consiguen adaptarse al crecimiento oocitario mediante la extensión mecánica.

Dicho modelo funcional permite agrupar casos de muy elevada recuperación folicular (*O. gammarellus, M. rosenbergii*), de elevada recuperación (*P. argentinus*), y de escaso reaprovechamiento conjuntivo (*P. ringueleti*) (Schuldt, M. (1987)). En este contexto resta explicar el dispendio folicular de *Rhyscotoides legrandi* Johnson, *Asellus* Geoffroy St. Hilaire, y *P. dilatatus* (Besse, G. (1976)).

2. Periodicidad sexual

Existe una gran variabilidad en Bopyridae respecto del número de puestas de cada hembra (1-10) y la duración del período de incubación de los embriones (9 días a 3 meses) (Vease síntesis en Beck, T.J. (1980a)). Para *P. floridensis* se consignan 7 puestas sucesivas, con un tiempo de incubación de 11-14 días, constatándose un mínimo de 9 días (Beck, T.J. (1980a)).

P. ringueleti se reproduce de agosto/setiembre a abril/mayo, siendo el período de septiembre a febrero el de mayor actividad sexual (Schuldt, M. y M.C. Damborenea (1989)). La estructura de las cohortes se diluye tanto por la permanencia de las larvas (micro y criptonisquias) sobre un hospedador intermediario (copépodo) no hallado aún, como por la dependencia que existe entre la talla de *P. ringueleti* y el tamaño del *P. argentinus* que lo hospeda, pudiendo caracterizarse sólo 2 distribuciones modales (seudocohortes) para *P. ringueleti* (Schuldt, M., *et al.* (1988)). La longevidad de las hembras de *P. ringueleti* depende del sexo del *P. argentinus* que parasita (los camarones masculinos son menos longevos que las hembras), viviendo *P. ringueleti* alternativamente 13 ó 16 meses (Schuldt, M. *et al.* (1988)).

Sobre la base de información de campo se estima que *P. ringueleti* produce 3 puestas entre agosto/setiembre y diciembre/enero, con un tiempo de incubación de aproximadamente 20 días para cada una de ellas, pudiendo producir potencialmente 6 puestas anuales (Schuldt, M. y M. C. Damborenea (1989)). No obstante, los datos que proporcionan al respecto los camarones con bopíridos e identificados por la distribución de *Phyllodistomum* sp., suministran tiempos de incubación extremos (4-65 días). Asimismo es variable el tiempo que transcurre entre el abandono del marsupio y el comienzo de la incubación siguiente (4-15 días). Es probable que estos valores dispares reflejen un efecto acuario. Empero, es posible extraer algunas conclusiones acerca de aspectos de la dinámica ovárica.

Considerando el discreto intervalo que transcurre entre una y otra incubación, es factible que la incubación máxima de 65 días sea el fruto de 3 evacuaciones e incubaciones sucesivas. Todos los embriones de una misma puesta poseen siempre el mismo grado de desarrollo (habitual en Bopyridae) (Bourdon, R. (1968); Stromberg, J.O. (1971); Cash, C.E. y R.T. Bauer (1992)). *P. ringueleti* puede producir 2 puestas con un intervalo de 4 días, permitiendo suponer que existen evacuaciones parciales, lo cual se correlaciona con el aspecto del ovario de la figura 14 (pertenece a una hembra virginal y la estructura ovárica no es habitual), donde la conformación de la región de vitelogénesis permite postular la posibilidad de que la puesta sea integrada sólo por algunos verticilos de oocitos en vitelogénesis II. El proceso de foliculogénesis II de *P. argentinus* (Schuldt, M. (1980a, 1981)), se desarrolla a partir del vaciado total de la región de vitelogénesis II, siendo coincidentes las observaciones de Fauvel, Ch. (1981) acerca del mismo proceso en *M. rosenbergii*. En consecuencia, puede suponerse que la ovulación de crustáceos superiores con un número discreto de hileras o verticilos de oocitos (1-4) implica el desarrollo de un fenómeno que afecta a todo el contingente de oocitos en madurez total. La evidencia de procesos de evacuación parcial en *P. ringueleti* constituye una particularidad relacionada con el hábito parasitario, y que condujo a una estrategia reproductora orientada hacia el incremento de la descendencia.

El disponer de un stock oocitario maduro de reserva es sin duda beneficioso, especialmente si el período de incubación se halla condicionado por la extensión del período de intermuda del hospedador (Beck, J.T. (1980a); Cash, C.E. y R.T. Bauer (1992)). La estructura ovárica de *P. ringueleti* permite una rápida adecuación funcional (v.g. sincronización) a la ecdisis del hospedador. Esta respuesta es posible dado el rol subordinado de la recuperación folicular en *P. ringueleti*, por que cuando existe una reutilización generalizada de células conjuntivas, la restauración ovárica es mas lenta debido a que la recomposición del stock de ovas maduras se efectúa entonces a partir de los oocitos en vitelogénesis I.

CONCLUSIONES

1) Los ovarios poseen una zona germinativa de tipo laminar que se extiende dorso-frontalmente, con un gradiente madurativo ventral que conduce a la estratificación germinal, pudiendo distinguirse en un ovario maduro, en sentido dorso-ventral a 4 regiones, cada una de ellas albergando una asociación celular definida: a) con gonias (principalmente primarias); b) con gonias II y oocitos en profase temprana; c) con oocitos en previtelogénesis y vitelogénesis I; y d) con oocitos en vitelogénesis II.

2) Sobre la base de estas asociaciones celulares se elaboró una escala de maduración sexual de 4 estadios: madurez incipiente (I), madurez media (II), madurez avanzada (III), y evacuación y postpuesta (IV).

3) El desarrollo de la región de vitelogénesis secundaria del ovario se relaciona con la presencia del macho sobre el abdomen de la hembra.

4) En *P. ringueleti*, contrariamente a lo que se observa en otros isópodos, existe una recuperación de elementos conjuntivos de los folículos vaciados en la puesta precedente. Esta reutilización folicular, en relación a los casos conocidos en distintas especies de crustáceos superiores, es de menor cuantía.

5) Para la foliculogénesis II de crustáceos superiores adultos se postula la existencia de una mecánica ovárica "oportunista" que permite reducir al mínimo el dispendio energético-celular. La misma se caracteriza por una fase sinérgica de integración folicular secundaria y una etapa de distensión mecánica. La primera comprende la recuperación de las células foliculares liberadas y la complementación mitótica residual, que posiblemente se circunscribe al primer período de la vitelogénesis secundaria. La etapa de distensión del contingente folicular permite la adaptación de las células conjuntivas al crecimiento oocitario durante la vitelogénesis avanzada.

6) Experiencias de acuario prueban que *P. ringueleti* posee la capacidad de producir evacuaciones (parciales) que no comprenden a la totalidad de los oocitos en vitelogénesis II que alberga el ovario, si bien es probable que en la naturaleza cada puesta afecte íntegramente al stock de ovas maduras del mismo.

AGRADECIMIENTOS

Es deseo del autor agradecer las oportunas sugerencias de 2 revisores anónimos.

BIBLIOGRAFIA

ABU-HAKIMA, R. 1984. Preliminary observations on the effects of Epipenaeon elegans (Chopra) (Isopoda Bopyridae) on reproduction of *Penaeus semisulcatus* de Haan (Decapoda; Penaeidae). Inter. J. Invertebr. Reprod. Develop. 7:51-62.

ADIYODI, R.G. Y T. SUBRAMONIAM. 1984. Arthropoda-Crustacea. *En:* K.G. Adiyodi y R.G. Adiyodi (eds.). Reproductive Biology of Invertebrates. Wiley, Chichester. Vol. 1:443-496.

BECK, J.T. 1979. Population interactions between a parasitic castrator, *Probopyrus pandalicola* (Isopoda: Bopyridae), and one of its freshwater shrimp hosts, *Palaemonetes paludosus* (Decapoda: Caridea). Parasitology 79:431-449.

____ 1980a. Life history relations between the bopyrid isopod *Probopyrus pandalicola* and one of its freshwater shrimp hosts *Palaemonetes paludosus*. Am. Midl. Nat. 104:135-154.

____ 1980b. The effects of an isopod castrator, *Probopyrus pandalicola* on the sex characters of one of its caridean shrimp hosts, *Palaemonetes paludosus*. Biol. Bull. 158:1-15.

BESSE, G. 1976. Contribution a l'etude expérimentale de la physiologie sexuelle femelle chez les crustacés isopodes terrestres. These Doctorat d'Etat, Poitiers. Nº AO 13.017:296 pp.

BESSIS, M. 1970. La muerte de la célula. Triángulo (Buenos Aires) 9:191-196.

BOURDON, R. 1968. Les bopyridae des mers Européenes. Mem. Mus. Natl. Hist. Nat. 50:77-424.

CASH, C.E., y R.T. BAUER. 1992. Adaptations of the branchial ectoparasite *Probopyrus pandalicola* (Isopoda, Bopyridae for survival and reproduction related to ecdysis of the host *Palaemonetes pugio* (caridea, Palaemonidae). J. Crust. Biol. (en prensa).

CHANIAUX-COTTON, H. 1959. Etude comparee du développement post-embryonnaire de l'appareil génital et de la glande androgene chez *Orchestia gammarella* et *Orchestia mediterranea* (Crustacés Amphipodes). Autodifférentiation ovarienne. Bull. Soc. Zool. 84:105-115.

____ 1974. Données nouvelles concernant la vitellogenese des Crustacés Malacostracés obtenues chez l Amphipode *Orchestia gammarellus* (Pallas): folliculogenese a partir d un tissu permanent; action

du busulfan; action inhibitrice de hormone juvénile. C. R. Acad. Sci. 279:563-566.

____ 1976. Controle endocrine de la differenciation sexuelle et du maintien des gonies chez les Crustacés Malacostracés. Colloques internationaux C.N.R.S. 251:235-256.

____ 1978. L'ovogenese, la vitelogénine et leur controle chez le Crustacé Amphipode *Orchestia gammarellus* (Pallas). Comparaison avec d'autres Malacostracés. Arch. Zool. Exp. Gén. 119:365-397.

Christiansen, H.E. 1971. Reproducción. Estudio histológico del ciclo reproductivo. *En: S.R.* Olivier (ed.). Estructura de la comunidad, dinámica de la población y biología de la almeja amarilla (*Mesodesma mactroides* Desh. 1854) en Mar Azul (Pdo. de Gral. Madariaga, Buenos Aires, Argentina). Proyecto Desarrollo Pesquero. Mar del Plata: 37-47.

Dale W.E. y G. Anderson 1982. Comparison of morphologies of *Probopyrus bithynis*, *P. floridensis* and *P. pandalicola* larvae reared in culture (Isopoda: Epicaridea). J. Crust. Biol. 2:392-409.

Faure, Y., C. Bellon-Humbert y H. Charniaux-Cotton. 1981. Folliculogenese et vitellogenese secondaires chez la Crevette *Palaemon serratus* (Pennant); controle par les pedoncules oculaires et l'organe X de la medulla externa (MEX). C. R. Acad. Sci. 293:461-466.

Fauvel, Ch. 1981. Etude de l ovaire de la Crevette d'eau douce *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) au cours du cycle de reproduction. Premiere description de la folliculogenese secondaire chez un Crustacé Decapodé. C. R. Acad. Sci. 292:547-552.

Gabe, M. 1968. Techniques histologiques. Masson et Cie. Paris. 1113 pp.

Ginsburger-Vogel, T. y J.J. Meusy. 1982. Etude de la synthese de la vitellogenine chez les males intersexués d'*Orchestia gammarellus* (Pallas) (Crustacé Amphipode). Effets de la greffe d'un ovaire. Can. J. Zool. 60:2588-2593.

Krishnakumar, R. y K.G. Adiyodi. 1981. Spermateca of the crab *Paratelphusa hydrodromous* (Herbst): mechanismus controlling its activity. U.K. Meeting Intern. Soc. Invertebr. Reprod.:38.

Kuris, A. M. 1974. Trophic interactions: similarity of parasitic castrators to parasitoids. Q. Rev. Biol. 49. 129-148.

Laulier, M. 1974. Caracteres cytologiques de la celulle sexuelle femelle du Crabe *Carcinus maenas* L. au cours de la gamétogenese. Cah. Biol. Mar. 15: 159-167.

Legrand, J.J. 1958. Induction de la maturité ovarienne et de la mue parturiale par la fécondation chez l'Oniscoide *Porcellio dilatatus*. C. R. Acad. Sci. 247:754-757.

Markham, J.C. 1985. Redescription and systematic remarks on *Probopyrus buitendijki* (Horst, 1910) (Isopoda, Bopyridae), parasitic on *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) in Southeast Asia. J. Crust. Biol. 5:673-682.

Meusy, J.J. 1980. Vitellogenin, the extraovarian precursor of the protein yolk in Crustacea: A review. Reprod. Nutr. Develop. 20:1-21.

Meusy, J.J. y H. Charniaux-Cotton. 1984. Endocrine control of Vitellogenesis in Malacostraca Crustaceans. *En: W.* Engels *et al.* (eds.). Adv. Invertebr. Reprod. Elsevier. Amsterdam. Vol. 3: 231-241.

Payen, G.G. 1974. Morphogenese sexuelle de quelques Brachyoures (Cyclométopes) au cours du développement embryonnaire, larvaire et postlarvaire. Bull. Mus. Natl. Hist. Nat. 139:201-262.

____ 1977. Ultrastructure de la zone germinative testiculaire et des spermatogonies secondaires chez des Crustacés Décapodes Brachyoures Normaux et épédonculés. Arch. Anat. Micros. Morph. Exp. 66:163-180.

Payen, G.G y J.D. Costlow. 1977. Effects of a juvenile hormone mimic on male and female gametogenesis of the Mud-Crab *Rhithropanopeus harrisii* (Gould) (Brachiura: Xantidae). Biol. Bull. 152: 199-208.

Provenzano, A.J. 1985. Commercial Culture of Decapod Crustaceans. *En: The* Biology of Crustacea. Academic Press. New York. Vol. 10:269-314.

Rouquette, M. 1970. Etude du tissu ovarien chez le Crabe *Pachigrapsus marmoratus* (Fabricius). Premieres resultats concernant les roles de la temperature et des pedoncules oculaires. Bull. Soc. Zool. 95:233-240.

Rubilliani-Durozoi, M., C. Rubiliani y G.G. Payen. 1980. Déroulment des gamétogeneses chez les Crabes *Cardinus maenas* (L.) et *C. mediterraneus* Czerniavsky parasités par la Sacculine. Intern. J. Invertebr. Reprod. 2:107-120.

Schuldt, M. 1980a. La estructura ovárica de *Palaemonetes argentinus* Nobilli, 1901 en relación con aspectos actuales de la morfología funcional de crustáceos superiores. Neotrópica 26:155-162.

____ 1980b. Evolución de la célula sexual femenina de *Palaemonetes argentinus* Nobili, 1901 (Crustacea, Palaemonidae) durante la oogénesis. Limnobios 1:461-469.

____ 1981. Interpretación funcional de cambios microanatómicos en el ovario de *Palaemonetes argentinus* Nobili, 1901 (Crustacea, Palaemonidae) durante desove y postpuesta. Limnobios 2:141.151.

____ 1983. Reproductive cycle of *Probopoyrus* cf. *oviformis* (Isopoda Epicaridea Bopyridae). Abstracts IIIrd. Inter. Symp. Invertebr. Reprod. Tübingen:64.

____ 1987. Oviduct obstruction and ovary reaction in *Palaemonetes argentinus* Nobili, 1901 (Crustacea, Caridea, Palaemonidae). An approach to the study of follicular dynamics in higher crustacea. Physis B 45:65-72.

____ 1990. *Probopoyrus ringueleti* Verdi y Schuldt, 1988 (Crustacea, Epicaridea, Bopyridae) huésped de las cámaras branquiales de *Palaemonetes argentinus* Nobili, 1901 (Crustacea, Caridea, Palaemonidae): Aspectos eto-ecofisiológicos del consorcio y su correlato taxonómico. An. Soc. Cient. Arg. 220:7-18.

SCHULDT, M. y M.C. DAMBORENEA. 1987. La fecundidad de *Palaemonetes argentinus* (Crustacea, Palaemonidae) en el Canal Villa Elisa (Punta Lara, Provincia Buenos Aires, Argentina). Ann. Mus. Hist. Nat. Valparaiso 18:33-39.

____ 1989. Infección de *Palaemonetes argentinus* (Crustacea, Palaemonidae) con *Probopyrus* cf. *oviformis* (Crustacea, Bopyridae) en el Canal Villa Elisa (Selva Marginal de Punta Lara, Provincia de Buenos Aires, Argentina). I. Estructura poblacional del consorcio, interacción y fluctuación. Biota 5:21-53.

SCHULDT, M., L.R. FREYRE y M.C. DAMBORENEA. 1988. Infestación de *Palaemonetes argentinus* (Crustacea Palaemonidae) con *Probopyrus* cf. *oviformis* (Crustacea Bopyridae) en el Canal Villa Elisa (Selva Marginal de Punta Lara, Provincia de Buenos Aires, Argentina). II. Crecimiento de los consortes. An. Soc. Cient. Arg. 218:37-48.

SCHULDT, M. y L.A. RODRIGUES-CAPÍTULO. 1985. Biological and pathological aspects of Parasitism in the Branchial Chamber of *Palaemonetes argentinus* (Crustacea: Decapoda) by Infestation with *Probopyrus* cf. *oviformis* (Crustacea: Isopoda). J. Invertebr. Path. 45:139-146.

____ 1987. La infestación de *Palaemonetes argentinus* (Crustacea: Palaemonidae) con *Probopyrus* cf. *oviformis* (Crustacea: Bopyridae). I. Observaciones sobre la histopatología y fisiología branquial de los camarones. Rev. Mus. La Plata n. ser. Zool. 14:65-82.

STROMBERG, J.O. 1971. Contribution to the embryology of bopyrid isopods with special reference to *Bopyroides*, *Hemiarthrus* and *Pseudoione* (Isopoda, Epicaridea). Sarsia 47:1-46.

SZIDAT, L. 1977. Descripción del ciclo vital de *Probopyrus oviformis* Nierstrasz y Brender-a-Brandis, parásito de la cámara branquial de *Palaemonetes argentinus* Rev. Mus. Arg. Cs. Nat. Bernardino Rivadavia (Parasitología) 2:1-5.

VARADARAJAN. S. y T. SUBRAMONIAM. 1980. Histochemical investigations on vitellogenesis of anomuran crab, *Clibanarius clibanarius*. Inter. J. Invertebr. Reprod. 2:47-58.

VERDI, A.C y M. SCHULDT. 1988. Descripción y biología de *Probopyrus ringueleti* n.sp. (Crustacea, Epicaridea, Bopyridae). Efectos sobre el hospedador *Palaemonetes argentinus* (Crustacea, Caridea, Palaemonidae). An. Soc. Cient. Arg. 218:15-26.

WEIBEL, E. R. 1969. Stereological principles for morphometry in electron microscopic cytology. Inter. Rev. Cytol. 26:235-302.

ZERBIB, C. 1976. Nature chimique des enclaves vitellines de l'ovocyte du Crustacé Amphipode *Orchestia gammarellus* (Pallas). Ann. Histoch. 21:279-295.

1980. Ultrastructural observation of oogenesis in the Crustacea Amphipoda *Orchestia gammarellus* (Pallas). Tissue Cell 12:47-62.

UNA ESPECIE NUEVA DE *HORCOMUTILLA* CASAL, 1962, DE VENEZUELA (HYM. MUTILLIDAE: SPHAEROPHTHALMINAE)

A NEW SPECIES OF HORCOMUTILLA, *CASAL, 1962, FROM VENEZUELA (HYM. MUTILLIDAE: SPHAEROPHTHALMINAE)*

Manfredo A. Fritz* y Antonio Martínez*

RESUMEN

Se describe e ilustra en este trabajo una nueva especie de Mutillidae de Venezuela, perteneciente al género *Horcomutilla* Casal, 1962, próxima a *H. reichi* (Mickel, 1937).

Palabras clave: Hymenoptera, Mutillidae, *Horcomutilla*, Sistemática, Neotropical.

ABSTRACT

A new species of Mutillidae from Venezuela, belonging to the genus *Horcomutilla* Casal, 1962, near to *H. reichi* (Mickel, 1937), is described and figured in this paper.

Keywords: Hymenoptera, Mutillidae, *Horcomutilla*, systematics, Neotropics.

El género *Horcomutilla* fue establecido por Casal en 1962 y se incluyen en él hasta ahora 12 especies (Casal 1965, 1970), que cubren un área bastante extensa de América, desde Panamá hasta la Argentina.

Horcomutilla maracayi sp. n.
(Figuras 1, 2)

Color general del tegumento del cuerpo castaño rojizo más o menos oscuro, excepto la parte ventral de la cabeza y totalmente el pronoto que son testáceos; patas y apéndices bucales rojo píceo, espolones muy claros, casi blancos. Pilosidad que cubre la cabeza dorsalmente negra, con dos bandas dorado-grisáceas claras, que van desde el ápice de los lóbulos frontales y que están unidas sobre el vértice formando una U. La pilosidad de las mandíbulas es similar a la del clípeo, labro y región ventral de la cabeza, que es dorado-grisácea. Pronoto con pilosidad dorada y pelitos negros intercalados irregularmente, más abundantes lateral y preescutelarmente. Abdomen: la banda tegumentaria clara transversal del tergo II con cortos pelitos de tonalidad dorada, unida medial y posteriormente a una banda longitudinal de pilosidad grisáceo-dorada clara, que se continúa en los tergos III a V, teniendo lateralmente los II al IV pelos de similar coloración. La pilosidad del tergo VI es oscura con una angostísima banda mesal longitudinal clara. Pigidio marginado lateralmente con pilosidad larga y oscura, habiendo medial y distalmente cortísimas escamas blanquecinas. Región ventral del cuerpo con pilosidad blanco cenicienta.

Cabeza: clípeo con dos dientes paramediales sobre el borde anterior y con una región mesal ancha y corta entre ellos; frente cóncava, por arriba y a cada lado proyectada en lóbulo triangular algo arqueado, convexo por encima y excavado por debajo, de borde lateral cóncavo en la mitad anterior y subdentiforme distalmente, por debajo es un tanto granuloso-punteado, ocultando el clípeo; medial y anteriormente, sobre el borde clipeal, con un pequeño dentículo que se continúa por detrás en forma de línea longitudinal poco conspicua rasa e irregular; los lóbulos separados entre sí por escotadura mesal subangulosa; la superficie de la

*Investigadores Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas, CONICET, Argentina. Instituto de Investigaciones Entomológicas Salta "INESALT", 9 de julio 14, 4405 Rosario de Lerma - Salta - Argentina.

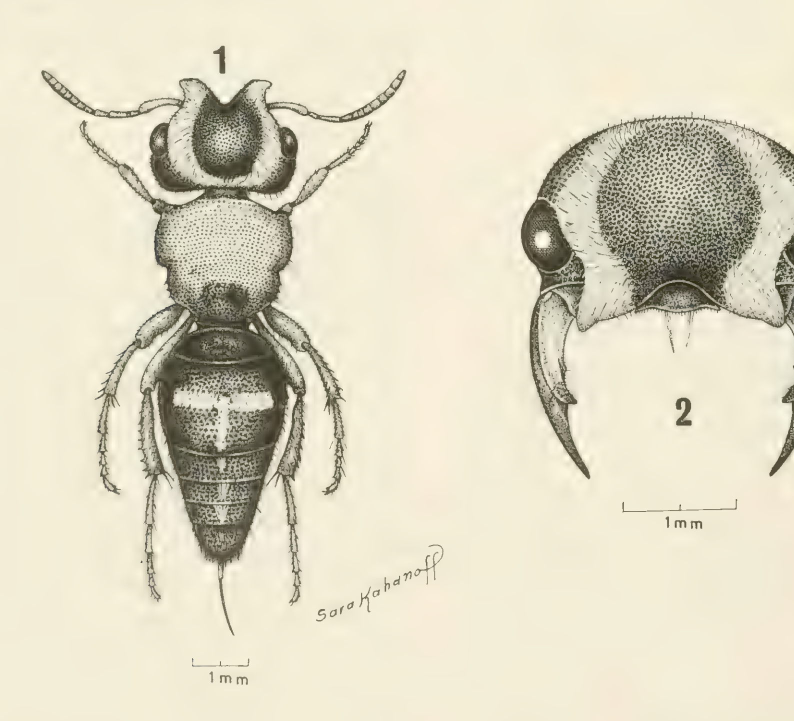
cabeza muy marcada y aglomeradamente punteado-rugosa. Antena: escroba por dentro y debajo del diente lateral del lóbulo frontal; escapo algo arqueado, apenas más largo que el ancho cefálico desde su inserción en la escroba; artejo 12 angostándose distalmente y con el ápice romo. Quilla o crestita genal no alcanza el borde proboscidal que es rebordeado, no aquillado. Mandíbulas no falciformes, borde interno medialmente con 2 dientes: uno proximal pequeño y uno distal saliente, más largo y evidente, ambos triangulariformes; superficie con pilosidad fina que en la región ventral se proyecta algo más distalmente. Labro pequeño, saliente, cubierto de pilosidad, el borde anterior mesalmente con 2 sedas salientes. Pronoto poco convexo, trapecial, bruscamente constreñido por detrás del estigma mesotorácico, después ampliado pero sin llegar a la anchura de la mitad torácica, su borde lateral microscópico e irregularmente serrulado. Patas cubiertas de pilosidad, en las tibias medias y posteriores tienen una hilera de espinitas fuertes dorso lateralmente; espolón de la tibia anterior algo sinuoso, los de las meso y metatibias espiniformes, todos aguzados. Abdomen dorsalmente muy aglomeradamente punteado. Pigidio algo convexo, el borde libre débilmente rebordeado y según la incidencia de la luz, con obsoleto burlete longitudinal medio; superficie transversal y algo oblicuamente rasgada o estriada, esta escultura es algo menos manifiesta mesalmente. Esternos con puntos más aglomerados distalmente, formando franja transversal mucho más amplia en el II; todos los puntos con sedas decumbentes o dirigidas oblicuamente hacia atrás; el borde distal de los tergos I al V con cortísima membrana.

Material estudiado: Holotipo hembra. Venezuela, Aragua, El Limón (Maracay), 450m, 14. 5. 1975, en la colección Martínez.

Largo: 8,0 mm; ancho del pronoto: 2,0 mm; ancho cefálico: 2,8 mm aproximadamente.

Entimología: El hombre obedece al lugar en que fue colectado el Holotipo, único ejemplar hasta ahora conocido.

Próxima a *H. reichi* (Mickel), se diferencia por la conformación de las bandas dorad- grisáceas de la cabeza, unidas sobre el vértice y por la banda transversal del segundo tergo, sustituida en aquélla por dos máculas.



Horcomutilla maracayi sp. n., Fig. 1, vista dorsal. Fig. 2, cabeza vista de frente.

LITERATURA CITADA

Casal, O. H. 1962. Mutillidae neotropicales IX (Hymenoptera). Un nuevo género de Sphaerophthalminae. Notas Mus. La Plata, 20:63-75.

Casal, O. H. 1965. Comentarios sobre "*Horcomutilla*" con la descripción de una nueva especie de Panamá. (Hym. Mutillidae). Revta. Brasil. Biol., 25(1): 81-84.

Casal, O. H. 1970. Una nueva especie de *Horcomutilla* Casal, (Hym. Mutillidae). Physis, B. A., 30(80): 171-172.

Mickel, C. E. 1937. New world Mutillidae in the Spinola collection at Torino, Italy, (Hym.). Revta. Ent. Río, 7:165-207.

REGLAMENTO DE PUBLICACIONES DE LA REVISTA GAYANA ZOOLOGIA

La revista Gayana Zoología, dedicada al distinguido naturalista francés radicado en Chile, Don Claudio Gay, es el órgano oficial de Ediciones de la Universidad de Concepción, Chile, para la publicación de resultados de investigaciones originales en las áreas Biológicas y Ciencias Naturales relacionadas con la zoología. Es periódica, de un volumen anual compuesto por dos números.

Recibe trabajos realizados por investigadores nacionales y extranjeros, elaborados según las normas del presente reglamento. La recepción es permanente.

Acepta trabajos escritos en idioma español o inglés. La publicación en otros idiomas deberá ser consultada previamente al Director.

Gayana Zoología recibe además libros para ser comentados y comentarios de libros, comunicaciones de eventos científicos, obituarios, notas científicas, los cuales se publicarán sin costo luego de ser aceptados por el Comité Editor.

Los trabajos deberán ser entregados en disco de computador según se especifica en el REGLAMENTO DE FORMATO más tres copias impresas completas (incluir fotocopia de figuras y fotos originales), a doble espacio con líneas de 15 cm de longitud y letra no menor de 12 puntos (excepto letras de familia Times).

El Director de la revista, asesorado por el Comité de Publicación, se reserva el derecho de aceptar o rechazar el trabajo. Los trabajos se enviarán a pares para su evaluación.

Texto

El título principal debe ir todo escrito en letra mayúscula y expresar el contenido real del trabajo. Si incluye un nombre genérico o específico, se indicará el rango sistemático inmediatamente superior (ej. Orden, Familia).

El texto deberá contener: Título en inglés (o español si el título está en inglés), nombre de los autores, dirección de los autores, Resumen y Abstract, Palabras Claves y Keywords (máximo 12 palabras o nombres compuestos separados por coma), Introducción, Materiales y Métodos, Resultados, Discusión y Conclusiones, Agradecimientos y Bibliografía. Estos títulos deberán ir en mayúscula sin negrita. Los nombres de los autores, dirección de los autores, resumen, Abstract y Keywords deben ir en altas y bajas (normal), al igual que el resto de los títulos no indicados arriba.

Si por alguna circunstancia especial el trabajo debe ser publicado en forma diferente a las disposiciones anteriores, el autor deberá exponer su petición al Director.

La primera prueba de imprenta será enviada al autor principal para su corrección antes de la impresión definitiva. Si ello fuera imposible o dificultoso, la corrección será realizada por un Comité de Publicación ad hoc.

Los nombres científicos y las locuciones latinas serán las únicas que irán en "cursiva" en el texto. La primera vez que se cite una entidad taxonómica deberá hacerse con su nombre científico completo (género, especie y autor).

Las medidas deberán ser expresadas en unidades del sistema métrico separado los decimales con punto (0.5). Si fuera necesario agregar medidas en otros sistemas, las abreviaturas correspondientes deben ser definidas en el texto.

Las citas en el texto deben incluir nombre del autor y año (ejemplo: Smith, 1952). Si hay dos autores se citarán separados por & y seguidos del año previa coma (ejemplo: Gomez & Sandoval, 1945). Si hay más de dos autores, sólo se citará el primero seguido de coma y la expresión et al. (ejemplo: Seguel et al., 1991). Si hay

varios trabajos de un autor(es) en un mismo año, se citará con una letra en secuencia adosada al año (ejemplo: 1952a).

La bibliografía incluirá sólo las referencias citadas en el texto, dispuestas por orden alfabético del apellido del primer autor, sin número que lo anteceda. La cita deberá seguir las normas del Style Manual of Biological Journals para citar correctamente fechas, publicaciones, abreviaturas, etc.

La nomenclatura se regirá por el Código Internacional de Nomenclatura Zoológica.

Figuras

Las figuras se numerarán en orden correlativo con números árabes. Las tablas de igual modo con números romanos. Cada tabla debe llevar un título descriptivo en la parte superior.

Los dibujos deben ser alto contraste y llevar una escala para facilitar la determinación del aumento.

Las fotografías se considerarán figuras para su numeración; serán en blanco y negro o en color, brillantes, de grano fino y buen contraste y deben ser acompañadas de una escala de comparación para la determinación del aumento. La inclusión de fotografías o figuras en color deberá ser consultada previamente al Director de la Revista.

No se aceptarán fotografías y dibujos agrupados en la misma lámina. Las fotografías deben ser recortadas para mostrar sólo los caracteres esenciales y montadas en cartulina blanca sin dejar espacios entre ellas cuando se disponen en grupos.

En la copia impresa del trabajo se debe indicar en forma clara y manuscrita la ubicación aproximada de las tablas y figuras.

Las figuras deberán tener un tamaño proporcional al espacio en que el autor desea ubicarlas: ancho una columna: 70 mm; ancho de página: 145 mm; alto de página: 210 mm incluído el texto explicativo.

Las láminas originales no deberán tener más del doble del tamaño de impresión ni ser inferior a éste. Se recomienda considerar las reducciones para los efectos de obtener los números de las figuras de similar tamaño dentro del trabajo, luego que éstas se sometan a reducciones diferentes.

En el reverso de las láminas originales se deberá indicar el nombre del autor, título del trabajo y número de figuras.

Al término del trabajo se deberá agregar en forma secuencial las explicaciones de cada una de las figuras.

REGLAMENTO DE FORMATO

Los manuscritos se recibirán sólo en discos de computador de 3,5", formateados para computadores Apple Macintosh o IBM/PC compatibles. Los trabajos pueden tener el formato de cualquiera de los siguientes programas: MacWrite - Microsoft Works 1.0-2.0 - Microsoft Word (cualquier versión) - WordStar (3.0 al 6.0) - WordPerfect 4.2 ó 5.1 (PC o Mac).

Letra. Cualquiera letra tamaño 12 o superior, excepto Times.

Espacios. Colocar un único espacio después de cualquier signo ortográfico (punto, coma, comillas, dos puntos, punto y coma) y nunca antes del signo ortográfico. La única excepción a esta regla se aplica en las iniciales del autor en la bibliografía y citas en el trabajo.

Párrafos. Los párrafos deben ir sin sangría y sin espacio (doble interlínea) entre un párrafo y otro.

En lo posible evitar las palabras subrayadas. Si es necesario destacar algo utilizar **negrita**. Destinar los caracteres en cursiva exclusivamente para los nombres científicos y locuciones latinas, incluso si se escriben en mayúscula. Cuando encabezan un párrafo deben ir en ***negrita cursiva***.

Comillas. Solo usar doble comillas (" "), no usar otro signo similar o equivalente.

Letras griegas. No incluir letras griegas en el texto. ni provenientes del teclado ni manuscritas. En su lugar escribir el nombre de la letra (ejemplo: alfa), en la impresión definitiva aparecerá el carácter griego.

Macho y hembra: Para indicar, en Material Examinado, los símbolos macho y hembra, éstos deben escribirse (macho, hembra), en la impresión definitiva aparecerá el símbolo correspondiente.

Bibliografía. Los nombres de los autores deben ir en altas y bajas. Coloque un punto antes y después del año de publicación (ejemplo: Smith, J.G. & A.K. Collins. 1983.). No use sangrías. Para las referencias que son volúmenes no use espacio después de dos puntos, ejemplo: Rev. Biol. Mar. 4(1):284-295.

Tablas. Reducir al mínimo el uso de tablas o cuadros complicados y difíciles de componer. No usar espaciador para separar una columna de otra en las tablas, para ello usar exclusivamente tabuladores. No se aceptarán trabajos que contengan tablas confeccionadas con espaciador.

Los manuscritos que no cumplan con esta reglamentación serán devueltos a sus autores para su corrección antes de incorporarlos al proceso de revisión.

Valor de impresión:

El valor de la publicación es de US$ 20.00.- por página (con láminas en blanco y negro) y de US$ 35.00.- por página con láminas en color.

El Director de la revista considerará la exención total o parcial del valor de publicación para manuscritos no originados en proyectos de investigación.

ISSN 0016-531X

GAYANA ZOO[...]A

OLUMEN 57 NUMERO 1 1993

CONTENIDO / CONTENTS



Deseamos establecer canje con revistas similares
Correspondencia, Biblioteca y Canje:

COMITE DE PUBLICACION
CASILLA 2407, APARTADO 10
CONCEPCION, CHILE

EDICIONES UNIVERSIDAD DE CONCEPCION